

Aus der Klinik für Wiederkäuer
(Lehrstuhl für Innere Medizin und Chirurgie der Wiederkäuer: Prof. Dr. W. Klee)
der Ludwig-Maximilians-Universität München

Vergleichende Untersuchung
klinisch gesunder und mit *Escherichia coli* infizierter Euterviertel
von Kühen mittels Infrarotthermographie

Inaugural-Dissertation
zur Erlangung der tiermedizinischen Doktorwürde
der Tierärztlichen Fakultät der Ludwig-Maximilians-Universität
München

von
Andrea Glas
aus Bad Wörishofen

München, 2008

Gedruckt mit Genehmigung der Tierärztlichen Fakultät
der Ludwig-Maximilians-Universität München

Dekan:	Univ.-Prof. Dr. Braun
Berichterstatter:	Univ.-Prof. Dr. Klee
Korreferent/en:	Univ.-Prof. Dr. Dr. h. c. Märtlbauer Univ.-Prof. Dr. Hermanns Prof. Dr. Kaltner Priv. Doz. Dr. Scholz

Tag der Promotion: 18. Juli 2008

**Für meine Eltern und meinen Freund Max,
ohne die die Durchführung dieses Projektes
nicht möglich gewesen wäre.**

1. Inhaltsverzeichnis:

1.	Inhaltsverzeichnis	4
2.	Abkürzungsverzeichnis	8
3.	Einleitung	10
3.1	Thermographie allgemein	10
3.2	Thematik der Dissertation - Fragestellungen	11
4.	Literaturübersicht	13
4.1	Thermographie-Methoden und Anwendung in der Medizin	13
4.2	Allgemeines zur Thermographie in der Veterinärmedizin	14
4.3	Grundsätzliche Eigenschaften der Infrarotthermographie	15
4.4	Erfahrungsberichte zur Infrarotthermographie	16
4.5	Auf infrarotthermographische Messungen Einfluss nehmende Faktoren	22
4.6	Verlauf der oberflächlichen Eutertemperatur bei eutergesunden Tieren	26
4.7	Zusammenhang zwischen Rektal- und Oberflächentemperatur des Euters	29
4.8	Einfluss des Melkaktes auf die Temperatur der Euteroberfläche	30
5.	Eigene Untersuchungen	32
5.1	Material und Methodik	32
5.1.1	Versuchstiere	32
5.1.2	Verwendete Geräte für die infrarotthermographischen Untersuchungen	35
5.1.3	Methodik	36
5.1.3.1	Allgemeine Vorbereitungen	36
5.1.3.2	Messprotokoll der IRT an eutergesunden Tieren	36
5.1.3.3	Messprotokoll der IRT an Tieren mit induzierter Mastitis	37
5.1.3.4	Infektion eines Euterviertels	38

5.1.3.5	Ablauf der einzelnen Messungen	38
5.1.4	Auswertung der Infrarotbilder	41
5.1.4.1	Auswertung der Bilder der Infektionstiere	41
5.1.4.2	Auswertung der Bilder der eutergesunden Tiere	44
5.1.4.3	Grundlegende statistische Methoden	44
5.1.4.4	Statistische Analyse der infrarotthermographischen Messungen an eutergesunden Tieren	47
5.1.4.5	Statistische Analyse der infrarotthermographischen Messungen an Tieren mit induzierter Mastitis	50
5.2	Ergebnisse	56
5.2.1	Grundlegende Ergebnisse der infrarotthermographischen Messungen	56
5.2.1.1	Normalverteilung der Daten	56
5.2.1.2	Untersuchung des Zusammenhangs zwischen den Messwerten der Polygon-, Rechteck- und Linien-Tools und der Rektaltemperatur	56
5.2.1.3	Bestimmung der Präzision	59
5.2.2	Ergebnisse der infrarotthermographischen Untersuchungen an eutergesunden Tieren	65
5.2.2.1	Temperaturschwankungen im Tagesverlauf („Zirkadianes Muster“)	65
5.2.2.2	Temperaturabweichungen der Euterviertel HR und HL voneinander innerhalb von 24 Stunden	70
5.2.2.3	Einfluss des Melkaktes auf die Euterhaut eutergesunder Tiere	72
5.2.2.4	Zusammenhang zwischen der Rektaltemperatur, Umgebungstemperatur, Luftfeuchtigkeit und der Temperatur der Euterhaut bei eutergesunden Tieren	74
5.2.3	Ergebnisse der infrarotthermographischen Untersuchungen an Tieren mit induzierter Mastitis	76
5.2.3.1	Temperaturverläufe der Flächen-Messwerte der Polygon- (sowie Rechteck- und Linien-) Tools und Verlauf der Rektaltemperatur der Tiere mit induzierter Mastitis vor und nach der Infektion	76
5.2.3.2	Vergleich Referenztag mit Infektionstag	77
5.2.3.3	Vergleich HR – HL (prä und post infectionem)	86
5.2.3.4	Schwellenwertbestimmung	92

5.2.3.5	Einfluss des Melkaktes auf die Euterhaut von Tieren mit induzierter Mastitis	93
5.2.3.6	Zusammenhang zwischen der Rektaltemperatur, Umgebungstemperatur, Luftfeuchtigkeit und der Temperatur der Euterhaut bei Tieren mit induzierter Mastitis	97
6.	Diskussion	100
6.1	Anmerkungen zur Methodik	100
6.2	Anmerkungen zur Auswertung von Infrarotbildern	101
6.3	Ergebnisse	102
6.3.1	Grundlegende statistische Methoden	102
6.3.1.1	Präzisionsberechnungen	102
6.3.1.2	Normalverteilung der Daten	103
6.3.2	Ergebnisse der eutergesunden Tiere	103
6.3.2.1	Temperaturschwankungen im Tagesverlauf	103
6.3.2.2	Temperaturabweichungen der Euterviertel HR und HL voneinander im Verlauf von 24 Stunden	105
6.3.3	Ergebnisse der Tiere mit induzierter Mastitis	105
6.3.3.1	Temperaturverläufe der Flächen-Messwerte der drei Auswertungstools vor und nach der Infektion	105
6.3.3.2	Vergleich Referenztag mit Infektionstag	107
6.3.3.3	Vergleich HR – HL (prä und post infectionem)	109
6.3.4	Schwellenwertbestimmung	110
6.3.5	Einfluss des Melkaktes auf die Temperatur der Euterhaut eutergesunder Tiere und von Tieren mit induzierter Mastitis	110
6.3.6	Zusammenhang zwischen der Rektaltemperatur, Umgebungstemperatur, Luftfeuchtigkeit und der Temperatur der Euterhaut bei eutergesunden Tieren und Tieren mit induzierter Mastitis	113
6.3.7	Einfluss des Placebos am nicht infizierten Euterviertel HL	116
6.3.8	Fazit und Ausblick	117

7.	Zusammenfassung	118
8.	Summary	121
9.	Literaturverzeichnis	124
10.	Anhang	130
	Anhang 1	130
	Anhang 2a	145
	Anhang 2b	149
	Anhang 3	154
	Anhang 4	170
	Anhang 5	172
	Anhang 6	174
11.	Lebenslauf	175
12.	Danksagung	176

2. Abkürzungsverzeichnis:

Abb.	: Abbildung
DsT HL/HR	: Durchschnittstemperatur des hinteren linken/rechten Euterviertels
BU	: Bakteriologische Untersuchung
CD	: compact disc
CFU	: colony forming units, koloniebildende Einheiten
CMT	: California Mastitis Test
DVG	: Deutsche Veterinärmedizinische Gesellschaft e.V.
E. coli	: Escherichia coli
et al.	: et alii
eugVt	: eutergesundes Versuchstier
FI-	: Flächen- (Messfläche für Auswertung)
FI-DsT HL/HR	: Flächen-Durchschnittstemperatur des hinteren linken/rechten Euterviertels
FI-Max HL/HR	: Flächen-Maximaltemperatur des hinteren linken/rechten Euterviertels
FI-Min HL/HR	: Flächen-Minimaltemperatur des hinteren linken/rechten Euterviertels
h	: hour, Stunde, Uhrzeit
HL	: Linkes hinteres Euterviertel
HR	: Rechtes hinteres Euterviertel
-i / ii	: Die Messungen am Infektionstag betreffend (Infektionstiere)
IDF	: International Dairy Federation
IE	: Internationale Einheiten
IRT	: Infrarotthermographie
K	: Kelvin
LKV	: Landeskuratorium der Erzeugerringe für tierische Veredelung in Bayern e.V.
MastVt	: Versuchstier mit induzierter Mastitis
MLP	: Milchleistungsprüfung (durch LKV Bayern e.V.)
MPR	: Milchprüfring Bayern
MS	: Microsoft
N	: Anzahl untersuchter Tiere

nm	: Nach dem Melken
p.i.	: post infectionem, nach der Infektion
-r	: Die Messungen am Referenztag betreffend (Infektionstiere)
SCC	: somatic cell count, Anzahl somatischer Zellen, Zellzahl
Stabw	: Standardabweichung
-T	: -Temperatur
TiDsT	: Tierindividuelle Durchschnittstemperatur
VC	: Variationskoeffizient (%)
vm	: Vor dem Melken
α	: Alpha, Irrtumswahrscheinlichkeit
ϵ	: Epsilon, Emissionsgrad
Σ	: Summe
<	: kleiner/weniger als
>	: größer/mehr als

3. Einleitung:

3.1 Thermographie allgemein:

Thermographie ist eine nicht invasive diagnostische Untersuchungstechnik, mit der flächenhaft örtliche und zeitliche Veränderungen der Oberflächentemperatur eines Körpers sichtbar gemacht und quantifiziert werden können. Ergebnis ist ein Wärmebild (Thermogramm). Menschen und die meisten Tiere produzieren Wärme im Überschuss, die an die Umgebung abgegeben werden muss. Eine Verbindung zwischen der Wärmeproduktion im Körperkern und der Umgebung ist unter anderem die Haut. Dieses dynamische Organ hält ein ständiges Gleichgewicht zwischen der Wärmeproduktion im Körperkern und der Umgebung aufrecht, um den physiologischen Anforderungen des Körpers gerecht zu werden. Wichtigste Stellgröße in diesem Wechselspiel ist die Mikrozirkulation der Haut. Viele Stellglieder der Körpertemperatur sind gleichzeitig Informationsträger für andere Regelsysteme des Körpers und haben Vernetzungen mit Regelkreisen für andere Körperfunktionen. Aus dieser vielfältigen Verflechtung der Haut und ihrer Mikrozirkulation mit verschiedenen Körpersystemen resultiert die komplementäre diagnostische Potenz der Thermographie. Die Thermographie bietet sich somit als diagnostisches Hilfsmittel bei allen Krankheitsprozessen an, die in irgendeiner Form mit Veränderungen der Durchblutung und damit des lokalen oder allgemeinen Wärmehaushaltes einhergehen.

Während die Messung der Körperkerntemperatur zur Routine des klinischen Alltags gehört, wurde die Messung der Oberflächentemperatur bislang vernachlässigt. Die Ursache hierfür liegt weniger in der in frühen Jahren technischen Unzulänglichkeit verfügbarer Messinstrumente als vielmehr darin, dass die Körperkerntemperatur verhältnismäßig einfach, während die zu einem bestimmten Zeitpunkt an der Körperoberfläche gemessene Temperatur sehr viel schwieriger zu interpretieren ist. Die jeweils über einem Hautareal gemessenen Temperaturen müssen nämlich in funktionellem Zusammenhang mit der jeweiligen „inneren“ und „äußeren“ Situation des Patienten gesehen werden. Das heißt, dass der beurteilende Arzt zusätzlich zum Zustand des Patienten auch die bei der Aufnahme herrschenden Umgebungsbedingungen berücksichtigen muss. Thermographisch sichtbar sind (neben Veränderungen der Kerntemperatur), weil mit Auswirkungen auf die Hautdurchblutung

verbunden, alle Prozesse, die einen vasodilatierenden oder vasokonstriktorischen Einfluss auf die Mikrozirkulation der Haut haben, also insbesondere Entzündungen, Tumoren, Zustand nach Traumen, neurale und vaskuläre Prozesse (ENGEL, undatiert).

3.2 Thematik der Dissertation - Fragestellungen:

Im Rahmen dieser Arbeit soll der Nutzen der Infrarottechnik bei der Diagnose von Mastitiden bei Milchkühen untersucht werden.

Dabei soll eine grundlegende Klärung folgender Fragestellungen erfolgen:

1. Wie hoch ist die Präzision infrarotthermographischer Messungen an der Euterhaut?
2. Ist die physiologische Euteroberflächentemperatur im Verlauf eines Tages konstant oder existieren Schwankungen? Ist die Euteroberfläche zu bestimmten Tageszeiten höher oder niedriger? In diesem Zusammenhang soll eine Verlaufskurve der physiologischen Hauttemperatur der Hinterviertel gesunder Kühe über 24 Stunden erstellt werden.
3. Wie beeinflusst der Melkakt die Temperatur der Euteroberfläche – bei eutergesunden Tieren einerseits und bei infizierten Vierteln andererseits?
4. Welcher Zusammenhang besteht zwischen den Umgebungsfaktoren (Raumtemperatur und Luftfeuchtigkeit) und der Temperatur der Euteroberfläche?
5. Welcher Zusammenhang besteht zwischen der Rektal- und der Oberflächentemperatur des Euters?
6. In welcher Weise verändert sich die Körpertemperatur nach intrazisternaler Infektion mit *Escherichia coli* (E. coli)?
7. Kommt es zu thermischen Veränderungen an der Haut eines infizierten Euterviertels im Vergleich zur Oberfläche eines nicht infizierten kontralateralen Viertels und im Vergleich zur Wärmeverteilung am Referenztag (Euter noch gesund)?
8. Wie ist der zeitliche Verlauf der Veränderung der oberflächlichen Wärmemuster eines infizierten Euterviertels? Nach welcher Zeitspanne post infectionem sind erste Veränderungen erkennbar?

-
9. Gibt es charakteristische und reproduzierbare Wärmeverteilungsmuster auf der Haut infizierter Viertel (Hot Spots)?

4. Literaturübersicht

4.1 Thermographie-Methoden und Anwendung in der Medizin:

Zur Darstellung der Oberflächentemperaturen eines Körpers wurden bislang folgende bildgebende Thermographiesysteme verwendet: Ein preiswertes und orientierendes, allerdings recht aufwendiges und mit methodischen Nachteilen behaftetes Messverfahren ist die **Flüssigkristall-Plattenthermographie**, bei dem die Eigenschaften von flüssigen Cholesterinkristallen ausgenutzt werden, je nach Temperatur und Licht unterschiedlicher Wellenlänge zu reflektieren. Die Farbe des reflektierten Lichts entspricht somit einer bestimmten Temperatur. Eine weitaus zuverlässigere Messmethode stellt die **Infrarotthermographie** dar, bei der die von der Haut an die Umgebung ausgesandte Temperaturstrahlung im für das menschliche Auge nicht sichtbaren Wellenlängenbereich von 2 bis 20 μm berührungslos aufgezeichnet und in absolute Temperaturen umgerechnet wird. Temperatur- oder thermische Strahlung ist derjenige Abschnitt des elektromagnetischen Spektrums, der als Wärme wahrgenommen wird. Jeder Körper, dessen Temperatur über dem absoluten Nullpunkt (0 K oder $-273\text{ }^{\circ}\text{C}$) liegt, strahlt Wärme ab. Im Infraroten können wir somit Dinge erkennen, die für unsere Augen sonst nicht sichtbar sind (FLIR Systems, 2005 - a). Unter physiologischen Bedingungen einer intakten Haut entsprechen die gemessenen Temperaturen ausschließlich den sehr oberflächennahen Schichten des Körpers aus einer Tiefe bis zu 20 mm (ENGEL, undatiert).

Infrarotthermographie war ursprünglich nur für den militärischen und industriellen Einsatz gedacht und musste somit medizinischen Zwecken angepasst werden (AMMER, undatiert). In der Humanmedizin hat sich Infrarotthermographie als ergänzendes Untersuchungsverfahren bereits bewährt (ENGEL, undatiert; CENA und CLARK, 1973; JIANG et al., 2005). Infrarottechnische Untersuchungsmethoden werden mittlerweile auch erfolgreich in der Entzündungsdiagnostik bei Tieren angewendet, wo betroffene Areale durch Identifikation veränderter Wärmemuster der Haut diagnostiziert werden (SPIRE et al., 1999). In der Entzündungsdiagnostik beruht die Anwendung der Infrarotthermographie auf zwei grundlegenden Kardinalsymptomen einer Entzündung: Erwärmung (Calor) und Schwellung (Tumor) eines Organs. Veterinärmedizinische Anwendungen umfassen

beispielsweise die Unterstützung der orthopädischen Untersuchung bei Sportpferden (RÖHLINGER, 1979; BERZ, 2006), die Lahmheits- und Trächtigkeitsuntersuchung an Zoo- und Wildtieren (HILSBURG, 2000) sowie die Erkennung von Läsionen an den Klauen (FLIR Systems, undatiert; NIKKHAH, 2005) und den Fortpflanzungsorganen von Zuchtbullen (PUROHIT et al., 1985; KASTELIC et al., 1996; LUNSTRA, 1997; GABOR et al., 1998).

4.2 Allgemeines zur Thermographie in der Veterinärmedizin:

Die mittlere Nutzungsdauer einer Hochleistungskuh liegt derzeit bei 2,3 Laktationen. Eine der bedeutendsten Abgangsursachen ist nach wie vor Mastitis (BRUNSCH et al., 2004) und deshalb nicht nur wegen Milchleistungsabfall und Verschlechterung der Milchqualität ein ernstes ökonomisches Problem (CHUDOBA-DROZDOWSKA et al., 1993).

Ein frühzeitiges Erkennen von Veränderungen am Euter setzt die ständige Überwachung der Eutergesundheit voraus (BRUNSCH et al., 2004). Zur wirksamen Verhinderung finanzieller Verluste, die in den meisten Fällen auf eine Mastitis folgen, muss diese Erkrankung so früh wie möglich entdeckt werden (SCOTT, 2001). Je früher die Diagnose gestellt werden kann, desto zügiger kann eine gezielte Therapie erfolgen und desto wahrscheinlicher und rascher tritt ein Therapieerfolg mit noch verhältnismäßig geringen Kosten sowie Einbußen durch Milchverluste ein (SCHAEFER et al., 2004).

Die Infrarot-Messtechnik kann in der Veterinärmedizin, insbesondere zur Feststellung entzündlicher Prozesse, von Bedeutung sein (RÖHLINGER et al., 1979). Infrarotthermographie besitzt Potential zur Früherkennung von Krankheiten durch Aufdeckung von Änderungen im Muster und in der Menge thermischer Strahlung von Körperoberflächen (HURNIK et al., 1984). Konventionelle Testverfahren zur Diagnose einer Mastitis, wie die Messung der elektrischen Leitfähigkeit der Milch, Änderungen der Milchezusammensetzung, die Zellzahlbestimmung und einige andere, sind in frühen Infektionsstadien nicht effektiv und bergen außerdem einen hohen Prozentsatz falsch-negativer Befunde. Die Überwachung klinischer Symptome und der Rektaltemperatur sind zur Früherkennung ebenfalls nicht sensitiv genug (SCHAEFER et al., 2004). Eine Mastitis verursacht einen Temperaturanstieg der Oberfläche des Euters,

häufig bevor andere klinische Symptome auftreten (KENNEDY, 2004). Die Hauttemperatur reflektiert die darunterliegende Blutzirkulation und den Gewebemetabolismus (PAULRUD et al., 2002), denn oberflächlich unter der Haut gelegene Organe und ihre pathologischen Veränderungen sind in der Lage, Wärme direkt über die Haut abzugeben (ROTHDACH, 2000). Deshalb könnte der physiologische Status von Gewebe durch Messen der Hauttemperatur festgestellt werden (SCHAEFER et al., 2004; NIKKHAH et al., 2005). In verletztem oder krankem Gewebe kommt es durch Störung der Zirkulation zur Veränderung der thermischen Emission auf der Haut, welche die Läsion überlagert oder umgibt (SPIRE et al., 1999).

4.3 Grundsätzliche Eigenschaften der IRT:

Die Untersuchung von Tieren mithilfe Infrarotthermographie bietet zahlreiche Vorteile gegenüber anderen, bereits gebräuchlichen diagnostischen Methoden, die zur Erkennung von Mastitiden derzeit Verwendung finden:

- Infrarotthermographie ist nicht-invasiv (SCHAEFER et al., 2004; STEWART et al., 2005) und somit schmerzlos. Deshalb sind kontinuierliche Beobachtungen ungezwungener Subjekte möglich (CENA und CLARK, 1973).
- Die Körperoberfläche wird innerhalb kürzester Zeit praktisch lückenlos erfasst (ROTHDACH, 2000) und die Kameras liefern ein detailliertes Bild (CENA und CLARK, 1973).
- Da funktionelle Störungen in der Regel strukturellen Veränderungen vorausgehen, ist die Thermographie in der Lage, Funktionsstörungen nachzuweisen, die noch keine strukturellen Veränderungen verursacht haben (ENGEL, undatiert).
- Es besteht die Möglichkeit der Automatisierbarkeit (STEWART et al., 2005), was dem Anspruch der „Notwendigkeit der Rationalisierung der veterinärmedizinischen Arbeit“ (SCHMOLDT und PRANGE, 1975) gerecht wird.
- Diese Untersuchungsmethode ist beliebig oft wiederholbar (RÖHLINGER, 1979).

- Diagnostik per Wärmebildkamera ist absolut unschädlich für das Untersuchungsobjekt und den Untersucher, ebenso bestehen keinerlei Risiken in der Anwendung bei graviden Tieren (RÖHLINGER, 1979).
- Infrarotthermographische Untersuchungen sind aus Distanzen von wenigen Zentimetern bis zu mehreren hundert Metern möglich und deshalb auch bei wenig domestizierten Tieren anwendbar (CENA und CLARK, 1973). Oberflächentemperaturen können somit in Situationen bestimmt werden, in welchen die Nähe eines Beobachters den Gegenstand der Messung stören würde (CLARK und CENA, 1972).
- Infrarotkameras sind mittlerweile handlich und unkompliziert im Umgang (ROTHDACH, 2000; SCHAEFER et al., 2004).
- Es ist keinerlei medikamentelle Vorbereitung des Patienten (z.B. mit Kontrastmitteln, Sedativa) notwendig (RÖHLINGER, 1979).

Trotz aller positiven Aspekte, welche die Infrarotthermographie als viel versprechende Untersuchungsmethode auszeichnet, wurden bisher nur wenige aufwendige Studien zum Nutzen der Infrarotthermographie bei der Früherkennung von Eutererkrankungen unternommen (WILLIS, 2005). EICHEL et al. (1981) begründen dies vor allem mit dem hohen technischen und finanziellen Aufwand, der sich bereits bei Mindestansprüchen an die Quantifizierung der Ergebnisse ergibt.

4.4 Erfahrungsberichte zur Infrarotthermographie:

Die Ansprüche an die Infrarottechnik als praktikables diagnostisches Werkzeug zur Diagnose von Mastitiden im Frühstadium sind hoch: Es werden möglichst geringe Kosten, unkomplizierte Handhabung, schnelle Durchführung (idealerweise automatisiert und während der Melkzeit) sowie eine einfache, zügige und vor allem sichere Interpretation der möglichst zuverlässigen Ergebnisse erwartet. Außerdem werden die Erkennung feinsten Temperaturunterschiede ($< 1\text{ }^{\circ}\text{C}$) sowie Widerstandsfähigkeit und Wasser- undurchlässigkeit des Gehäuses vorausgesetzt (SCHAEFER et al., 2004).

Studien, die sich bisher vor diesem Hintergrund mit thermographischen Untersuchungen am entzündeten Euter auseinandergesetzt haben, formulieren äußerst unterschiedliche Meinungen über den Nutzen der Methodik. Man kann

diese verschiedenen Ansichten allgemein in zwei große Gruppen einteilen: Jene, die in der Infrarotthermographie nach eigenen Untersuchungen keine Zukunftsperspektive zur frühen Mastitis-Diagnose sehen und jene, die dieser Technik sehr positiv gegenüber stehen:

Letztgenannte Ansicht vertreten beispielsweise SCHAEFER et al. (2004). Sie geben nach eigenen Untersuchungen künstlich induzierter Euterentzündungen mit Escherichia-coli-Endotoxin an, dass bereits innerhalb weniger Stunden nach der Induktion signifikante Temperaturänderungen mithilfe von Infrarotthermographie entdeckt werden können – sogar feinste Temperaturverschiebungen im subklinischen Stadium der Entzündung. Diese Veränderungen ereignen sich außerdem bei allen getesteten Kühen, so dass die Infrarottechnik von den Autoren als zuverlässiger Entzündungsindikator eingeschätzt wird. Beobachtete Veränderungen an der entzündeten Milchdrüse umfassen einen Anstieg der durchschnittlichen Euterhaut-Temperatur des infizierten Viertels, eine erhöhte Rate an Temperaturänderungen und Schwellung des betroffenen Viertels sowie daraus folgendem Symmetrieverlust des Gesamteuters. Eine oder mehrere dieser Veränderungen, die thermographisch detektierbar sind, können zur Mastitis-Erkennung herangezogen werden. Die Autoren konkretisieren ihre Gedanken zur diagnostischen Aussagekraft ihrer Thermographie-Methode unter: www.freepatentsonline.com/7277744.html (letzter Zugriff: 08.11.2007). Die Autoren bekräftigen außerdem, dass die Infrarotthermographie am infizierten Euter der Messung der Rektaltemperatur zur Krankheitsdiagnose weit überlegen sei, da die Körpertemperatur über die Infektionsspanne von 24 Stunden nahezu gleich bleibt oder erst wesentlich später Änderungen im Sinne eines Anstiegs eintreten.

SCOTT et al. (2000) zeigen, dass bereits eine Stunde nach Infusion von Escherichia-coli-Endotoxin in ein Hinterviertel ein signifikanter Anstieg der Temperatur beider Hinterviertel erkennbar ist. 24 Stunden p.i. kehren die Temperaturwerte zur Basislinie zurück. Die Rektaltemperatur steigt erst sechs Stunden p.i. und kehrt bereits neun Stunden p.i. zu ihren Ausgangswerten zurück. Die Infrarot-Aufnahmen der Hinterviertel machen zudem eine Schwellung des infizierten Viertels von 3 bis 36 Stunden p.i. deutlich. Deshalb kommen die Autoren zu dem Ergebnis, dass Erwärmung und Schwellung des

Euters bei einer Mastitis durch Infrarotthermographie früher als durch andere, traditionelle Methoden entdeckt werden können. Eine weitere Studie dieser Autoren (SCOTT et al., 2000) zeigt sechs Stunden nach der Endotoxin-Infusion in ein Euterviertel eine messbare Zunahme der Eutertemperatur um 2,3 °C. Im kontralateralen Viertel steigt die Temperatur ebenfalls an.

Ebenso sind BERRY et al. (2003) der Meinung, dass Mastitiden im Frühstadium eine assoziierte Entzündungsantwort verursachen und es eine detektierbare Steigerung der Temperatur des betroffenen Euterareals gibt. Der Anstieg der Durchschnittstemperatur der Euterviertel zeigt Potential zur Mastitis-Erkennung. In einer weiteren Studie befassen sich BERRY et al. (2003) mit der Frühdiagnose Endotoxin-induzierter Mastitiden mit Hilfe der Wärmebildtechnik. Sie nennen einen durchschnittlichen Temperaturanstieg von bis zu 2,3 °C, weshalb Infrarotthermographie als viel versprechende Früherkennungsmethode für Mastitiden dienen kann. Ihr Modell zeigt ferner, dass Vorhersagen der durchschnittlichen Eutertemperatur in den Sommermonaten verlässlicher sind.

Überdies beschäftigen sich CHUDOKA-DROZDOWSKA et al. (1993) mit Temperaturveränderungen in Milchdrüsen von Kühen nach experimentell hervorgerufenen (20%ige NaCl-Lösung) Mastitiden. Die Hauttemperatur des Euters von sechs Kühen wird mithilfe „spezieller Temperaturmessgeräte“ unter anderem an den Lobi, der Zitzenbasis und am Milchspiegel gemessen. Die Ergebnisse sind in **Tab. 1** zusammengefasst. Informationen zur Signifikanz der in Tabelle 1 aufgeführten Ergebnisse werden von den Autoren nicht angegeben.

Tab. 1: Durchschnittliche Temperaturen in °C ± Standardabweichung am Euter durch induzierte Mastitis (mittels 20%-iger NaCl-Lösung), n = 6:

		Vor Induktion der Mastitis (°C) ± Stabw.	3 h p.i. (°C) ± Stabw.	5 h p.i. (°C) ± Stabw.
	<i>Viertel</i>			
Lobi	<i>A + D</i>	35,20 ± 0,62	35,52 ± 0,58	33,35 ± 0,33
	<i>B + C</i>	35,17 ± 0,74	35,45 ± 0,64	35,67 ± 0,64
Zitzenbasis	<i>A + D</i>	35,57 ± 0,22	36,15 ± 0,38	35,77 ± 0,41
	<i>B + C</i>	35,60 ± 0,76	35,50 ± 0,61	35,47 ± 0,46
Milchspiegel		33,55 ± 0,21	34,40 ± 0,99	34,20 ± 1,06
Rektaltemperatur		38,55 ± 0,07	38,65 ± 0,07	38,70 ± 0,00

In Viertel A und D wurde 20%-ige NaCl eingebracht, in Viertel B und C nicht.

Auch WILLIS (2005) untersucht Milchkühe infrarotthermographisch auf das Vorliegen von Mastitiden, wobei eine Temperatur von 96 °F (= 35,56 °C) als „Alarm-Schwelle“ für eine Euterentzündung festgesetzt wird. Die meisten Kühe übertreten diese Schwelle nur in den Falten des Aufhängeapparats des Euters, zwei Tiere mit doppelt erhöhten Zellzahlen im Sekret weisen allerdings signifikant herausgestellte Areale über dieser Temperaturschwelle auf. Weitere Messungen am Tier und die statistische Auswertung der Daten, woraus eine Mastitis gefolgert werden kann sowie die praktische Umsetzung und Durchführbarkeit von Infrarot-Messungen im Stall oder im Melkstand werden nicht dargestellt.

RÖHLINGER et al. (1979) betrachten Infrarotthermographie am Euter als eine den klinischen Untersuchungsgang unterstützende Methode im Sinne eines selektiven Verfahrens („Screening“), welche die exakte klinische und labordiagnostische Untersuchung des betroffenen Einzeltieres nicht ersetzen, aber erleichtern soll. Entzündungen an Milchdrüsen von Rind und Schwein heben sich bei ihren Untersuchungen durch Temperaturdifferenzen zum nicht entzündeten Gewebe von etwa 7 °C ab.

STEPHAN et al. (1971) nennen folgende Temperaturverteilung auf der Kaudalfläche des Euters einer Mastitiskuh: Das erkrankte linke hintere Viertel ist maximal 4 °C wärmer als das gesunde rechte hintere Viertel.

KENNEDY (2004) berichtet bei experimentell induzierten Mastitiden der Hinterviertel mit *Escherichia coli* von einem Temperaturanstieg der Euteroberfläche um circa 2,3 °C, häufig bevor andere klinische Symptome einer Mastitis auftreten. Sie kann sich eine automatisierte Anwendung der Infrarotthermographie bei Milchkühen vorstellen, bei der die Kühe vor eine Kamera treten, Bilder von den Hintervierteln aufgezeichnet, diese vom Computer analysiert und Tiere mit höherer Eutertemperatur im Zuge eines Herdenmanagements weiteren Untersuchungen auf Mastitis und gegebenenfalls einer Behandlung unterzogen würden. In einer anderen Veröffentlichung sprechen KENNEDY et al. (undatiert) von der Bildung von „Hot Spots“ am Euter, die sogar in frühen Stadien einer Mastitis mit Infrarot-Geräten sichtbar gemacht werden können, wohingegen die Eutertemperatur gesunder Kühe kaum variiert. Genaue Angaben zu den Messwerten fehlen.

HURNIK et al. (1984) sind in der Lage, mit ihrer Variante einer infrarotthermographischen Untersuchung (Auswertung mittels 37 °C-Isotherme) der Hinterviertel vier von sechs Kühen mit Mastitis vor der klinischen Diagnose zu identifizieren. Die Tiere zeigen eine Vergrößerung der Auswertungsfläche innerhalb der 37 °C-Isotherme (225 % oder mehr) einen bis drei Tage vor der klinischen Diagnose.

Wesentlich skeptischer betrachten die folgenden Autoren den Nutzen der Infrarotthermographie in der Mastitisdiagnostik: BARTH (2000) erkennt, dass die Veränderungen in der Temperatur der Euterhaut eines Mastitis-Viertels nicht auf kleine Spots begrenzt, wie dies beispielsweise bei KENNEDY (undatiert) erwähnt wird, sondern auf größere Bereiche des Euters ausgedehnt sind und auf Infrarotbildern klar sichtbar sind. Viertel mit hoher Anzahl somatischer Zellen, aber ohne klinische Symptomatik einer Mastitis, zeigen leicht erhöhte Temperaturen im Vergleich zu Vierteln mit einem SCC von unter 100.000 Zellen pro Milliliter Milch. Dennoch sehen die Autoren aufgrund verschiedener Probleme, wie der möglicherweise störende Einfluss der Umgebungstemperatur, von Luftbewegungen, Feuchtigkeit, Behaarung und des Blutflusses auf die Messergebnisse, in der Infrarotthermographie als nützliche und simple Methode zur Mastitiserkennung keine Zukunft. Sie halten California-

Mastitis-Test und Leitfähigkeitsmessungen nach wie vor für geeigneter zur Frühdiagnose von Euterentzündungen.

Ähnliches berichten SCHUTZ et al. (2001): Sie infizieren jeweils ein Vorderviertel mit *Staphylococcus aureus* und zeichnen an den folgenden Tagen Infrarotbilder des Euters auf. Die Temperaturzunahmen der Euterhaut begleiten Erhöhungen der Zellzahlen in den infizierten Vierteln. Diese Ergebnisse zeigen, dass Infrarotthermographie erhöhte Temperaturen bei Mastitis aufdecken kann, es aber unwahrscheinlich ist, eine Euterentzündung damit früher und kostengünstiger als mit herkömmlichen Methoden zu erkennen.

CARUOLO et al. (1990) erforschen die Möglichkeiten der infrarotthermographischen Temperaturmessung am Euter von Ziegen und kommen zu dem Schluss, dass Infrarotthermographie vielen Umweltvariablen unterworfen ist, die im Melkstand nicht kontrolliert werden können. Zudem können die Messungen momentan nicht automatisiert werden und sind deshalb nicht praktikabel.

CLARK et al. (1972) sehen zwar umfangreiche Anwendungsmöglichkeiten der Thermovisionstechnik beim Tier, die am besten in Form von Vergleichsmessungen realisiert werden sollten, bei denen ein Messobjekt als eine Kontrollgröße fungiert oder eine Referenz verwendet wird. Auf diese Weise könnten einzelne Tiere einer Herde entdeckt werden, die eine gewisse Anormalität der Oberflächentemperatur infolge einer Erkrankung aufweisen. Die Information, die durch veterinärdiagnostische Anwendungen erhalten wird, ist allerdings aufgrund der Beschaffenheit der Umwelt und des Energiegleichgewichts eines Tierfelles, begrenzt.

Zudem sind die Kameras sehr teuer (CLARK und CENA, 1977; RÖHLINGER, 1979) und aus diesem Grund (nach Meinung der Autoren) wohl nur für Forschung, Rennpferde, Züchter und Zootiere realisierbar (CLARK und CENA, 1977).

BRUNSCH et al. (2004) haben die Auswertung ihrer Infrarot-Aufnahmen zur Überprüfung der Nutzbarkeit infrarotthermographischer Messungen als diagnostisches Mittel zur Früherkennung von Eutererkrankungen und Belastung der Zitzen noch nicht abgeschlossen, erste Ergebnisse lassen aber weder bei automatischen, noch bei konventionellen Melksystemen auf Mastitis-Früherkennung schließen.

4.5 Auf infrarotthermographische Messungen Einfluss nehmende Faktoren:

Wissenschaftler, die sich mit infrarotthermographischen Messungen auseinander gesetzt haben und dieser Methode trotz viel versprechender Ergebnisse skeptisch gegenüber stehen, sehen zahlreiche Schwierigkeiten und Hindernisse im Umgang mit Messgerät, Patient Tier und den Umwelteinflüssen, welche die Praktikabilität der Methode einschränken. Verlässliche Infrarot-Daten von einem lebenden Tier zu erhalten, ist eine technische und betriebliche Herausforderung (SCHAEFER et al., 2004). Eine sehr bedeutende Rolle spielt hierbei die Beeinflussung der Messergebnisse durch die Umgebung des Patienten und des Untersuchenden: Hauttemperatur-Unterschiede können durch Umweltfaktoren maskiert werden (CLARK und CENA, 1972 und 1977), vor allem kleine Temperaturunterschiede bei milden Euterinfektionen können dadurch überschattet werden (BARTH, 2000). Diese Umweltparameter sind in der Veterinärmedizin wesentlich schlechter kontrollierbar als in der Humanmedizin (GHAFIR et al., 1996). Infrarotthermographische Untersuchungen müssen deshalb mit detaillierten Informationen über Umgebungsfaktoren kombiniert werden (SCHUTZ et al., 2001, BERRY et al., 2003) und sowohl der Proband als auch der zu interessierende Oberflächenbereich vor einer Messung sorgfältig vorbereitet werden, um eine Auswertbarkeit der Bilder zu garantieren (STEPHAN und GÖRLACH, 1971). Auch bei CLARK und CENA (1977) sowie EICHEL und EICHENTOPF (1986) erfordert die Anwendung von Thermovisionstechniken bei Tieren zu diagnostischen Zwecken, um Vergleich- und Reproduzierbarkeit zu garantieren, eine genaue Kontrolle und ein Monitoring der Umweltfaktoren, welche die Ergebnisse beeinflussen können. RÖHLINGER (1979) sowie nahezu alle andere Autoren, halten die Untersuchung mit Infrarot-Geräten nur unter folgenden Bedingungen aussagekräftig, die den hohen Anforderungen an die Räumlichkeiten, ähnlich wie in der Humanmedizin, gerecht werden:

- Die Raumtemperatur sollte innerhalb des neutralen Wärmebereichs des Tieres konstant bei 20 bis 30 °C liegen (CLARK und CENA, 1972 und 1977; RÖHLINGER, 1979; PUROHIT et al., 1985; JANECEK et al., 1995; GHAFIR et al., 1996; BARTH, 2000; SCHAEFER et al., 2004). Dies ist von großer Bedeutung, da die Umgebungstemperatur wesentlichen Einfluss auf die Kapillarisation der Euterhaut zu haben scheint (EICHEL und

- EICHENTOPF, 1986). Umgebungen, die rapiden Veränderungen unterworfen sind, sollten ebenfalls gemieden werden (CENA und CLARK, 1972 und 1977).
- Das Tier sollte sich 10 bis 20 Minuten vor der Messung an den Ort der Untersuchung adaptieren können (RÖHLINGER, 1979; PUROHIT et al., 1985; GHAFIR et al., 1996; SCHAEFER et al., 2004).
 - Es sollten sich keine Heizkörper (insbesondere Infrarot-Strahler) oder sonstige Wärmequellen in unmittelbarer Nähe, ebenso wenig große Metall- oder Glasflächen in der Umgebung befinden (RÖHLINGER, 1979; JIANG et al., 2005). Zu diesen äußeren Strahlungsquellen zählen auch direkte Sonneneinstrahlung und direktes künstliches Licht, welche die Temperatur der zu messenden Oberfläche maßgeblich beeinflussen können und deshalb vermieden werden sollten (SPIRE et al., 1999; BROUK et al., 2002; SCHAEFER et al., 2004; JIANG et al., 2005). Die Beleuchtung sollte also von schwacher Intensität sein (GHAFIR et al., 1996). GHAFIR et al. (1996) konnten keinen signifikanten Einfluss der Intensität artifiziellen Lichts von Neonröhren feststellen.
 - Es sollten keine Zugluft (RÖHLINGER, 1979; PUROHIT et al., 1985; BARTH, 2000) oder direkte Luftbewegungen über dem zu untersuchenden Objekt herrschen, da Wind den Körper kühlt und Infrarotbilder somit wertlos macht (JIANG et al., 2005). Raumkühlsysteme müssen in diesem Zusammenhang Beachtung finden (BROUK et al., 2002).
 - Untersuchung trockener Hautbereiche (RÖHLINGER, 1979; SCHAEFER et al., 2004): Feuchtigkeit auf der Haut senkt deren Temperatur (KASTELIC et al., 1996; SPIRE et al., 1999; BARTH, 2000) und verschleiert somit die eigentliche Wärmeverteilung der Oberfläche. Die Erzeugung derartiger Artefakte durch an der Haut haftenden Kot, Schmutz oder oberflächlich aufgetragenen Mitteln (Salben) sollte ebenso vermieden oder trocken vom Körper entfernt werden (SCHAEFER et al., 2004).
 - Messung mit möglichst senkrechtem Strahlungswinkel, da ansonsten Temperatur-Messfehler auftreten können (RÖHLINGER, 1979). WATMOUGH et al. (1970) berechneten die möglichen Temperaturfehler, die Folge der Krümmung von glatten isothermalen anatomischen Oberflächen sind. Sie zeigen, dass Fehler, verbunden mit Unterschieden in

Oberflächenemissionen, welche eine Folge des Blickwinkels sind, für schiefe Winkel signifikant ($> 4^\circ\text{C}$) sein können (auch CLARK und CENA, 1972). Verwirrende Ergebnisse aufgrund verschiedener Messwinkel gelten vor allem bei spitzen Winkeln (CLARK und CENA, 1977). GHAFIR et al. (1996) können dagegen keinen signifikanten Effekt des Messwinkels zum Tier auf die gemessene Temperatur erkennen.

- Messung außerhalb oder nach Beseitigung von Haaren (RÖHLINGER, 1979): Bei Tieren kann die Oberflächentemperatur sehr stark durch äußerliche Einflüsse verändert werden, da üblicherweise nicht die Haut, sondern irgendeine Schicht innerhalb des Fells gemessen wird. Lokale Unterschiede der Hauttemperatur von Tieren mit Fell werden an der Felloberfläche in einem Maß abgeschwächt, welches von der Dicke und Beschaffenheit der Behaarung sowie von der Körperstelle abhängt (CLARK und CENA, 1977). Die Oberflächentemperatur des Euters wird von der Haarmenge, -dichte und -länge der Euterhaut in dem Maße beeinflusst, dass sich bei Kühen mit stärkerer Euterbehaarung eine geringere Oberflächentemperatur am Euter zeigt (BARTH, 2000). CLARK und CENA (1972, 1973 und 1977) stellen diesen Sachverhalt folgendermaßen dar: Ein Fell bildet einen zusätzlichen thermalen Widerstand zwischen der Hautoberfläche und einer sichtbar werdenden Strahlungsoberfläche, an der das Tier Energie mit seiner Umgebung austauscht und deren Temperatur die Kamera wahrnimmt. Information, die von nackten Hautoberflächen gewonnen wird, ist folglich verlässlicher als die von Felloberflächen. Variationen der Oberflächentemperatur von behaarten Tieren sind ohne Bezug zur Hauttemperatur unter dem Fell. Darum sollten Haare vor einer infrarotthermographischen Untersuchung entfernt werden, soweit dies durchführbar ist. Zudem bestehen Unterschiede zwischen glatten und gekrümmten Haaren sowie entsprechend der Felllänge (GHAFIR et al., 1996), hinsichtlich ihres Vermögens, die Wärmestrahlung der Haut zu verändern.
- Zur Vermeidung von Eigenbewegungen des zu untersuchenden Tieres schlagen GHAFIR et al. (1996) und SCHAEFER et al. (2004) dessen Immobilisierung, z.B. mithilfe einer Halskette, vor. Zudem sollte sich das Tier in einer Ruhephase befinden (SCHAEFER et al., 2004). Das Geschick des

Untersuchers und die nötige Kooperation des Tieres, für einige Sekunden ruhig zu stehen, schränken die Methode ein (CENA und CLARK, 1973).

- Zur Reduktion des Einflusses der umweltassoziierten Faktoren sollten alle Bilder im Stall (oder einem geschlossenen Raum oder Gebäude) und aus gleicher Distanz aufgezeichnet werden (SPIRE et al., 1999; SCHAEFER et al., 2004; NIKKHAH et al., 2005). GHAFIR et al. (1996) und SCHULZE (2003) konnten allerdings keine signifikanten Effekte der Distanz der Kamera zum Tier auf die gemessene Temperatur feststellen. Auch RING et al. (2004) nennen eine Abhängigkeit der Messergebnisse von der Distanz zum Messobjekt nur bei frühen Infrarot-Messsystemen der 70er und 80er Jahre.
- Als weitere Schwierigkeiten bei der Anwendung der Wärmebildtechnik nennen JIANG et al. (2005) die Abhängigkeit der Bildqualität vom Kameramodell, welche für eine identische Szenerie qualitativ unterschiedliche Bilder liefern. Ebenso besteht auf dem Gebiet der Bildverarbeitung noch Forschungsbedarf, vor allem hinsichtlich einer „computer aided detection“, wie dies in der Humanmedizin verfolgt wird. Eine computergestützte Bildanalyse kann Ärzten bei der Interpretation der Wärmebilder assistieren, so dass dies zur schnellen und einfachen Routine werden kann (auch MABUCHI et al., 1998). Bisher müssen die Temperaturmuster von trainierten Personen interpretiert werden (JIANG et al., 2005). EICHEL et al. (1981) sowie EICHEL und EICHENTOPF (1986) schlagen hierbei eine subjektive Auswertung durch eine Person vor. Die Interpretation von Thermogrammen erfordert allerdings Training, so dass ein Mangel an Kenntnissen zu falschen Ergebnissen führt. Eine computergestützte Analyse kann Sicherheit und Objektivität der Ergebnisse (NG und FOK, 2000; JIANG et al., 2005) steigern. Auch BARTH (2000) erkennt dieses Defizit: Nachdem die Infrarotkamera während einer Messung vom Untersuchenden in der Hand gehalten wird und das zu untersuchende Tier kaum still steht, variieren die Bilder meistens etwas in Perspektive und Temperaturspanne, weshalb derzeitige computergestützte Funktionen zum direkten Vergleich der Bilder nicht verwendet werden können.
- Die Präsenz von Menschen oder auch Handling und Untersuchungsprozeduren während den Messungen erzeugen ferner Stress beim Tier, was zu Instabilität der Temperaturwerte und -profile führen kann

- (EICHEL und EICHENTOPF, 1986; SCHAEFER et al., 2004; NIKKHAH et al., 2005). Der Aussagewert der Infrarotthermographie ist folglich bei geringen Temperaturdifferenzen von ± 1 °C limitiert (SPIRE et al., 1999).
- Die Anwendung von Tranquilizern oder Anästhetika verändert die Temperatur (PUROHIT et al., 1985).
 - Zur Vermeidung eines Einflusses von alveolärer Milchejektion auf die Oberflächentemperatur sollte das Euter vor der Aufnahme von Infrarotbildern nicht berührt werden (BARTH, 2000). Milch wirkt laut CARUOLO et al. (1990) wärmesenkend und beeinflusst so die Eutertemperatur.
 - Es ist zudem nicht ohne Bedeutung für Messungen der Eutertemperatur, in welchem Laktationsstadium sich die Probandin befindet sowie zu welcher Tageszeit die Untersuchung stattfindet (HURNIK et al., 1984; JANECEK et al., 1995), da ein zirkadianer und diurnaler Rhythmus der Eutertemperatur existiert (*siehe folgendes Kapitel*).

4.6 Verlauf der Euteroberflächentemperatur bei gesunden Tieren:

Kenntnisse über physiologische Temperaturmuster sind für ein Verstehen pathologischer Prozesse enorm wichtig (JIANG et al., 2005). Zudem ist es für eine Methode der Mastitis-Erkennung, die auf der Messung von Veränderungen der Eutertemperatur beruht, von essentieller Wichtigkeit, die tägliche physiologische Variation der Temperatur des Euters zu berücksichtigen (BERRY et al., 2003).

BERRY et al. (2003) befassen sich mit Höhe und Muster der täglichen Schwankungen der Eutertemperatur gesunder Milchkühe. Im Vorfeld zeigen einige Studien zirkadiane Fluktuationen der Körpertemperatur bei Milchvieh. Für ihre eigenen Untersuchungen in den Sommermonaten verwenden die Autoren eutergesunde Milchkühe, von deren Hintervierteln im zweistündigen Rhythmus IRT-Aufnahmen angefertigt werden. Den Tieren wird (bei gutem Wetter) täglich zwischen 09:00 und 11:00 Uhr Auslauf gewährt. Die Forschergruppe kommt hinsichtlich der durchschnittlichen Eutertemperatur im Verlauf von vier Tagen zu folgenden Ergebnissen: Die Euteroberflächen-Temperatur scheint ein festgelegtes Muster im Sinne eines monophasischen zirkadianen Rhythmus während jeden Tages zu verfolgen. Ein Höhepunkt (bis 36°C) kann am späten

Nachmittag/frühen Abend festgestellt werden, zwischen 04:00 und 06:00 Uhr morgens ist die Temperatur der Hinterviertel am niedrigsten (bis 32°C). Die Variabilität der Eutertemperatur ist hingegen zwischen 14:00 und 18:00 Uhr am geringsten, so dass die Autoren raten - im Zuge einer Minimierung individueller Schwankungen der Eutertemperatur - in zukünftigen Studien zur Eutertemperatur diesen Zeitraum für Untersuchungen zu nutzen. Der tägliche zweistündige Auslauf der Tiere bewirkt eine signifikante Zunahme der durchschnittlichen Eutertemperatur um etwa 1 °C, trotz geringerer Temperaturen im Freien. Die Autoren schreiben dies dem Einfluss der Sonneneinstrahlung und einer Anregung des Stoffwechsels durch körperliche Bewegung zu (bei der Rektaltemperatur kam es durch die Auslaufphase zu keinerlei Veränderungen). Auch wenn die Tiere den ganzen Tag im Stall verbringen, nimmt die Eutertemperatur ebenfalls zwischen 09:00 und 11:00 Uhr zu. BERRY et al. (2003) kommen somit zu dem Schluss, dass ein Tages-Monitoring der Eutertemperatur die Existenz eines zirkadianen Rhythmus klar verdeutlicht und somit die durchschnittliche Eutertemperatur verlässlich vorausgesagt werden kann. Diese Ergebnisse deuten auf das mögliche Potential der Infrarotthermographie als Methode zur Erkennung von Mastitiden hin, indem entzündungsbedingte Anstiege der durchschnittlichen Eutertemperatur, im Vergleich zu Temperaturen im gesunden Zustand, aufdeckt werden. Die Autoren erwähnen zudem, dass die Eutertemperatur je nach Laktations-/ Trockenstehphase variiert.

Eine ähnliche Haltung vertritt KENNEDY (2004), welche die Theorie eines zirkadianen und diurnalen Rhythmus der Eutertemperatur nach eigenen Untersuchungen untermauert und ebenfalls überzeugt ist, normale diurnale Veränderungen der Eutertemperatur genau voraussagen zu können (**Abb. 1**):

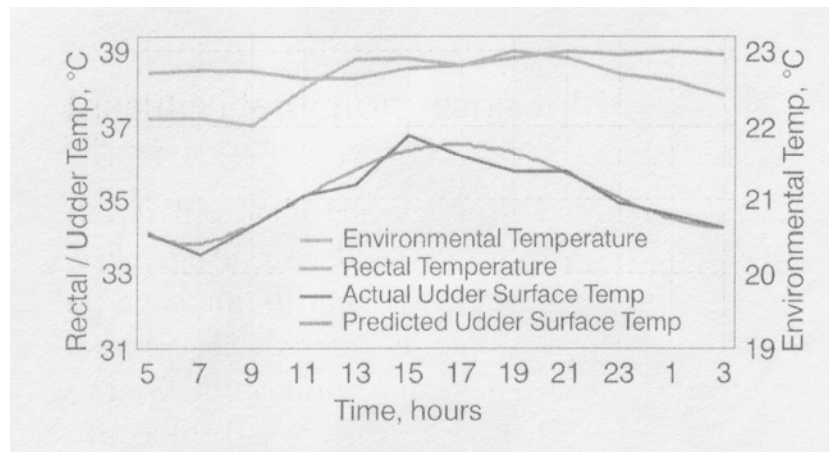


Abb. 1: Euteroberflächen-Temperatur im Verlauf von 24 h (aus: Kennedy, A., 2004): Mastitis detection using Infrared Thermography. *University of Manitoba, Western Dairy Digest*, 5 (4), 15.)

Andere Kollegen äußern sich skeptischer: MABUCHI et al. (1998) verneinen die Existenz einer „Standard-Temperaturverteilung“ über gesunden Objekten, weil ein Temperaturmuster von zahlreichen Faktoren (Umgebungstemperatur, Alter, Geschlecht, Gewicht,...) beeinflusst wird und teils erhebliche individuelle Unterschiede bestehen.

BITMAN et al. (1984) implantieren Temperaturfühler in Bauchhöhle und Euter (vorderes rechtes Viertel) gesunder Milchkühe. Die gemessenen Temperaturen werden alle 1,4 Minuten aufgezeichnet. Auch in dieser Studie erhalten die Tiere Auslauf: Täglich zwischen 08:30 und 09:30 Uhr sowie von 20:00 bis 21:00 Uhr. Vier von insgesamt sechs Kühen zeigen ein diphasisches zirkadianes Muster mit Höhepunkten der Eutertemperaturen in der Zeit von Mitternacht bis zum frühen Morgen (24:00 bis 08:00 Uhr) sowie von 13:00 bis 20:00 Uhr und Tälern mit niedrigen Eutertemperaturen vormittags von 09:00 bis 11:00 Uhr sowie zwischen 21:00 und 23:00 Uhr. Zwei der sechs Probandinnen zeigen einen aphasischen Verlauf der Eutertemperatur innerhalb von 24 Stunden. Im Vergleich zu BERRY et al. (2003) können BITMAN et al. (1984) keine Erwärmung des Euters durch Auslauf der Tiere feststellen – im Gegenteil, der Einfluss der Auslaufphasen auf Euter- und Körpertemperatur äußerte sich in einer Abnahme beider Temperaturwerte. Melken und Füttern lässt die Temperaturen hingegen ansteigen. Die genannten Schwankungen in der Temperatur des Viertels wiederholen sich Tag für Tag.

Die Kenntnis über zirkadiane Schwankungen der Temperatur von Körperoberflächen muss sich auf Messmethodik und vor allem die Wahl des Untersuchungszeitpunktes auswirken, wie dies beispielsweise HURNIK et al. (1984), BERRY et al. (2003) und SCHAEFER et al. (2004) erwähnen: Zur Vermeidung von Verfälschungen durch zirkadiane Temperaturschwankungen empfehlen sie, infrarotthermographische Messungen immer ungefähr zur selben Tageszeit durchzuführen. Im Hinblick auf die Möglichkeit der Mastitis-Erkennung durch Vergleich der Oberflächentemperatur einer erkrankten Milchdrüse mit derjenigen einer gesunden, stellt KENNEDY (undatiert) fest, dass die tägliche Variation der Eutertemperatur bei Kühen ohne Mastitis relativ gering ist.

Mithilfe der Flüssigkristallthermographie ermitteln EICHEL et al. (1981) sowie EICHEL und EICHENTOPF (1986) Temperaturen der Euteroberfläche eutergesunder Kühe zwischen 37,5 (38°C) und 38,7 °C (39°C).

JANECZEK et al. (1995) nennen im Zuge eigener Untersuchungen zu biothermalen Parametern des Euters durchschnittliche Temperaturen für den Bereich des Euterspiegels von 33,25 °C (vor allem vor dem Melkakt).

BROUK et al. (2002) stellen mithilfe der Infrarotthermographie an den Hintervierteln Temperaturen von maximal 35,5 °C (< 96,5°F) fest.

4.7 Zusammenhang zwischen der Rektal- und der Oberflächentemperatur des Euters:

BERRY et al. (2003) sprechen im Zuge ihrer Untersuchungen zur täglichen Variation der Eutertemperatur von einer positiven Korrelation zwischen der durchschnittlichen Euteroberflächen-Temperatur und der Rektaltemperatur bei sechs von zehn getesteten Kühen und bei acht von zehn Tieren nach Ende einer Auslaufphase. Im Allgemeinen ist die Euterhaut um 3 bis 5 °C kühler als der kaudale Mastdarm.

Auch bei BITMAN et al. (1984) korrelieren Körper- und Eutertemperatur eng. Das Euter erhält 8 % des kardialen Outputs, so dass Körper und Euter zu einer Temperatur-Equilibration neigen. Sie erkennen auch bei der Körpertemperatur ein meist diphasisches Muster mit Anstiegen morgens und nachmittags und einer Abnahme der Körpertemperatur am frühen Abend. Im Mittel beträgt die

Körpertemperatur 38,2 °C mit einer Variation von $\pm 0,45$ °C. Die Autoren führen allerdings auch mono- und poly- sowie aphasische Tiere auf.

CARUOLO et al. (1990), ebenso wie JARMAN et al. (1983 und 1984), SCHUTZ et al. (2001) und BROUK et al. (2002) nennen ebenfalls eine starke Korrelation der Eutertemperatur mit der Körperinnentemperatur, allerdings mit Unterschieden zwischen den einzelnen Vierteln (SCHUTZ et al., 2001). Bei BROWN et al. (1977) und BROUK et al. (2002) sinken Körper- und Eutertemperatur in ähnlicher Weise - die Eutertemperatur im Vergleich zur Körpertemperatur allerdings mit höherer Variabilität, da die Eutertemperatur in Abhängigkeit von der Umgebungstemperatur sehr unterschiedlich sein kann, die Körpertemperatur sich hingegen wesentlich stabiler verhält.

CARUOLO et al. (1990) messen am Euter von Ziegen eine leicht niedrigere Temperatur als im Rektum, da die Temperatur der Hautoberfläche Umwelteinflüssen unterworfen ist.

4.8 Der Einfluss des Melkaktes auf die Temperatur der Euteroberfläche:

Detaillierte Angaben zu dieser Thematik liefern JANECEK et al. (1995): Mit einem Gerät „aus eigener Konstruktion“ werden 30 Minuten vor und 20 Minuten nach dem Melken die Oberflächentemperaturen an verschiedenen Stellen (Lobi, Zitzenbasis, Zitzenoberfläche, Euterspiegel) des Euters gemessen und folgende Ergebnisse erzielt:

Die Temperaturen von Lobi und Zitzenbasis sind zumeist sehr ähnlich; thermale Unterschiede zwischen verschiedenen Euterregionen werden auch von anderen Autoren (EICHEL et al., 1981; JANECEK et al., 1995) herausgestellt. Auf die mechanische Einwirkung des Melkzeugs reagieren demnach alle Euterareale mit einem **Temperaturanstieg** - signifikant vor allem an den Lobi (um + 0,93 °C) und der Zitzenbasis (um + 0,74 °C). Die relativ geringen Temperaturzunahmen an den Zitzen selbst (+ 0,37 °C) erklären die Autoren mit der 20-minütigen Wartezeit nach Beendigung des Melkaktes, in der die Zitzentemperatur durch den Einfluss der Umgebung bereits wieder abkühlt. Die Temperaturänderungen nach dem Melken assoziieren die Autoren mit einer höheren Wärmekapazität des milchgefüllten Euters und der resultierenden höheren thermischen Autonomie. Diesen Sachverhalt unterstreichen CARUOLO

et al. (1990) mit ihrer Aussage, dass Milch auf die Eutertemperatur wärmesenkend wirkt.

Die Untersuchungen von GOREWITT et al. (1989), CARUOLO et al. (1990), MAYNTZ (1990) und WILLIS (2005) zeigen ebenfalls, dass die Temperatur an den Zitzen und dem angrenzenden Eutergewebe durch mechanische Einwirkungen, wie manuelle Stimulation und die Aktion des Melkzeugs in Form eines leichten **Temperaturanstiegs** verändert werden. Der Blutfluss im Euter steigt während des Maschinen-Melkens an, und die Blutgefäße des Euters sind kurz nach dem Melkakt der Hautoberfläche näher, da das Eutergewebe keine Milch mehr enthält. Arteriell Blut aus dem Körperkreislauf hat Körpertemperatur und somit einen wärmenden Effekt auf das Eutergewebe. Milch wirkt hingegen temperatursenkend.

ORDOLFF (2000) zeichnet die Temperatur der Vorderzitzen und Vorderviertel mithilfe eines Infrarot-Thermometers unmittelbar vor der ersten Berührung des Euters und unmittelbar nach Abnehmen der Melkbecher auf. Die Reaktion des Eutergewebes auf den Melkakt besteht in einer leichten **Temperatursenkung** (maximal 1,0 °C je nach Melksystem) und weicht somit von den Aussagen der anderen Autoren ab.

5. Eigene Untersuchungen

5.1 Material und Methodik:

Die gesamte Thematik wird in zwei Abschnitte aufgeteilt:

1. Infrarotthermographie an eutergesunden Versuchskühen (**eugVt**):

Untersuchung des nicht infizierten Euters (Hinterviertel) ausgewählter Versuchskühe mithilfe einer Wärmebildkamera.

2. Infrarotthermographie an Versuchskühen mit induzierter Mastitis (**MastVt**):

Untersuchung experimentell induzierter Euterentzündungen (Hinterviertel) ausgewählter Milchkühe mit einer Wärmebildkamera.

Die Euterinfektionen finden im Rahmen von Untersuchungen anderer Wissenschaftler der Klinik für Wiederkäuer statt. Es handelt sich dabei um ein von der Regierung von Oberbayern genehmigtes Versuchsvorhaben mit dem Aktenzeichen 55.2-1-54-2531-108-05.

5.1.1 Versuchstiere:

Für die Untersuchungen werden Milchkühe der Rasse Schwarzbunte (Holstein-Friesian) im Alter von circa 2,5 Jahren aus bayrischen Betrieben verwendet. Die Tiere befinden sich zwei bis sechs Monate in ihrer ersten Laktation (Tages-Milchleistung: 20 bis 30 l).

Tierzahl und Dauer der Versuche:

EugVt: Es werden **sechzehn** eutergesunde Versuchstiere über **24 Stunden** mit der Wärmebildkamera untersucht.

MastVt: Infektion mit **Escherichia coli**: Es sind **fünf** Tiere für einen Infektionszeitraum von 24-Stunden-Infektionen vorgesehen. Den Messungen am infizierten Euter gehen 24 Stunden Referenzmessungen am noch gesunden Euter voraus. Demzufolge beträgt die gesamte Versuchsdauer **48 Stunden**.

Auswahl der Tiere:

Diese Daten werden im Rahmen einer begleitenden Studie von anderen Wissenschaftlern erhoben:

- Erhebung der Betriebsstamm/-rahmendaten: Betriebsinhaber, Unternehmensnummer, Betriebstyp, Erwerbszweig, Betriebsnummer, Adresse, Telefonnummer;
- Überprüfung der Stalllisten: Letzte MLP (Milchleistungsprüfung durch LKV Bayern e.V.), Zellzahlen, Laktations- (und Lebens-) Leistung, Harnstoffbericht, Behandlungen, Arzneimittelbestandsbuch, BHV-1-Status;
- Überprüfung des Managements: MLP-Tagesleistungen, Abkalbung und Geburtsverlauf, Fruchtbarkeit, Eutergesundheit (mittels CMT), Nährstoffversorgung;
- Voruntersuchung: Mindestens 3 x innerhalb von sechs Wochen im Herkunftsbetrieb mit Untersuchung des Allgemeinzustands der Tiere und Überprüfung der Daten der MLP (LKV, Zentrallabor des Milchprüfings Bayern e.V. in Wolnzach) zur Eutergesundheit.

Tierhaltung an der Klinik für Wiederkäuer der Tierärztlichen Fakultät der LMU München:

Unterbringung: Belüfteter (Ventilatoren, Stalltüre) und beleuchteter (Fenster, Neonröhren) Anbindestall (Warmstall), Baujahr 2001-2003 (Eröffnung: 2004), mit 5 Stellplätzen; Standplätze sind planbefestigt (Gummimatte mit Trittschutz und Stroheinlage); Einstreuwechsel mehrmals täglich; Fressbarrengitter; eine Selbsttränke zwischen zwei Stellplätzen; die Tiere sind vor Beginn des Versuchs bereits seit **mindestens drei Wochen** im Stall der Klinik.

- Fütterung: Heu ad libidum; TMR (Totale Mischration) 3 x täglich (morgens, mittags, abends); Getreideschrot;
- Einstellungsmaßnahme: Klauenpflege (falls notwendig);
- Melkregime:

Melktechnik:

Eimermelkanlage (Westfalia; letzte Prüfung der Melkanlage und Wechsel der Sitzengummis: Januar 2006); Vakuumeinstellung: 43 kPa; Anrüsten durch manuelle Stimulation;

Melkroutine:

Melkzeiten: Morgens gegen 06:00 Uhr; abends gegen 18:00 Uhr;

Euterreinigung: Trocken mit Zellstoff;

Vorgemelk wird in einen Vormelkbecher gemolken;

Für jedes Tier wird ein eigenes Melkzeug verwendet;

Direkt vor der Infektion wird das Euter mittels Oxytocin (20.000 IE = 2 ml i.v.) vollständig ausgemolken.

Zitzendesinfektion nach dem Milchentzug: Dippbecher (Tauchmittel: P3-cide-special Zitzenschutzbarriere);

Desinfektion des Melkzeugs: Spülanlage mit saurem und basischen Desinfektionsmittel;

Voruntersuchung der Milch der Versuchstiere:

Diese Daten werden im Rahmen einer begleitenden Studie von anderen Wissenschaftlern erhoben und dienen dazu, die Eutergesundheit der Versuchstiere zu belegen:

Antiseptische Milchprobenentnahme:

Probenentnahmen im Herkunftsbetrieb: Mindestens 2 x;

Probenentnahmen in der Klinik: Mindestens 3 x;

Vorgehensweise: Trockenreinigung mit Zellstoff, Vorgemelk in Vormelkbecher, CMT, Desinfektion der Zitzen mit 70 %-igem Alkohol und Zellstoff; das Anfangsgemelk dient für eine BU; Rückstellproben werden gekühlt aufbewahrt;

Bakteriologische Untersuchung der Milchproben:

Ziel: Bei Versuchstieren dürfen keine Keime festgestellt werden:

- Proben aus dem Anfangsgemelk werden im Zentrallabor des MPR (Milchprüfring Bayern) untersucht: Durchflusszytometrische Bestimmung der Keimzahl mittels BactoScan-FC-150;
- Ausstreichen der Milchproben (Impföse) auf verschiedenen Agarplatten: Columbia-Agar (Schafblut), Gassner-Agar (coliforme Keime), Edwards-Agar (Streptokokken);

Zytologische Untersuchung:

Ziel: Die Kühe weisen für die Zulassung zum Versuch < 50.000 Zellen/ml Milch auf mindestens drei von vier Eutervierteln auf:

- Proben aus dem Gesamtgemelk werden ebenfalls beim MPR untersucht: Fluoreszenzoptische Zählung somatischer Zellen in Rohmilch mittels Fossomatic-5000;
- Evtl. zusätzliche Bestimmungen der Zellzahl pro μl mittels DCC-Zellzahlmessgerät (DeLaval);

Zykluskontrolle der Versuchstiere:

Die Maßnahmen zur Zyklussynchronisation werden ebenfalls nicht von der Autorin selbst durchgeführt.

Alle Kühe befinden sich zum Zeitpunkt des Versuchs im Östrus. Dies wird durch Zyklussynchronisation mittels zweimaliger Gabe von Prostaglandin-F2 α im Abstand von 10 Tagen erreicht. Die zweite Applikation erfolgt drei Tage vor dem geplanten Infektionsversuch (die Tiere erreichen in der Regel drei Tage nach der zweiten Applikation den Östrus).

Blutproben: Blutentnahmen erfolgen mindestens 2 x wöchentlich (alle 2 – 4 Tage) aus der Schwanz-, Euter- oder Jugularvene; Untersuchung der Blutproben im Differentialblutbild (Leukozytendifferenzierung) und Hormonbestimmung mittels EIA (Enzymimmunoassay): Progesteron (4-Pregnen-3,20-dion = P4) in ng/ml sowie Östradiol (1,3,5(10)-Estratrien-3,17 α -diol) und Östron (1,3,5(10)-Estratrien-3 α -ol-17-one) in ng/ml;

Follikelkontrolle: Mittels rektaler Exploration der Ovarien und Sonographie;

5.1.2 Verwendete Geräte für die infrarotthermographischen Untersuchungen:

Zur praktischen Umsetzung der genannten Fragestellungen werden eine Wärmebildkamera der Serie B20 HSV (Bildfrequenz 50/60 Hz, Spektralbereich 7,5-13 μm , 640 x 480 Pixel, Sensor ungekühlt, thermische Empfindlichkeit $< 0,05$ °C bei 30 ° Standard 25 Hz, Genauigkeit der Bildaufzeichnung ± 2 %

vom abgelesenen Wert) der Firma FLIR Systems (Vertretung in Deutschland: Frankfurt), ein digitales Ultraschall-Entfernungsmessgerät mit Laserpointer (Firma Stellar Products GmbH, Hilden) zur exakten Erfassung des Abstandes zwischen Kamera-Objektiv und Euterhaut sowie ein Datalogger (Firma PCE, Meschede) zur Messung von Umgebungstemperatur und Luftfeuchtigkeit sowie ein digitales Thermometer (Firma Microlive AG, Heerbrugg, Schweiz) zum Ermitteln der Rektaltemperatur verwendet.

5.1.3 Methodik:

5.1.3.1 Allgemeine Vorbereitungen:

Vor Beginn der ersten Messung und zur Vermeidung von Artefakten werden die Haut der zu untersuchenden Euterviertel trocken oder so feucht wie nötig (nur Wasser) gereinigt und die Euterhaut-Behaarung mit einer Schermaschine gekürzt. Für eine standardisierbare Auswertung wird anschließend am Euter die obere Bildgrenze mithilfe eines Klebestreifens auf Höhe des Kniegelenks markiert. Sollte das zu untersuchende Tier liegend angetroffen werden, folgt auf das Auftreiben eine ca. 10-minütige Wartezeit, bevor mit der Aufnahme von Infrarotbildern begonnen wird.

Allgemeine Erhebungen zum Tier umfassen Kliniknummer, Stallplatz, Geburtsdatum/Alter, letzte Kalbung und Rasse.

5.1.3.2 Messprotokoll der IRT an eutergesunden Tieren:

Die Tiere werden über 24 Stunden nach folgendem Schema untersucht (Tab. 2):

Tab. 2: Messprotokoll einer 24-Stunden-Messung an eutergesunden Tieren:

Messzeitpunkte		
Tag 1:	1	Vor Melken: 05:30 h
	2	Nach Melken: 06:30 h
	3	07:30 h
	4	08:30 h
	5	09:30 h
	6	11:30 h
	7	13:30 h
	8	15:30 h
	9	Vor Melken: 17:30 h
	10	Nach Melken: 18:00 h
	11	19:30 h
	12	21:30 h
	13	23:30 h
	14	01:30 h
	15	03:30 h
Tag 2:	16	Vor Melken: 05:30 h
	17	Nach Melken: 06:30 h

5.1.3.3 Messprotokoll der IRT an Tieren mit induzierter Mastitis:

Vor der Infektion eines Euterviertels erfolgen zunächst Referenzmessungen am noch gesunden Euter. Die Dauer dieser Referenzmessungen entspricht hierbei der Dauer des späteren Infektionszeitraums, um die Infrarotbilder des infizierten Euters mit Bildern des gesunden Organs vergleichen zu können. Daran anschließend werden ein Euterviertel infiziert und die entsprechenden Infektionsmessungen zur gleichen Uhrzeit wie die Referenzmessungen durchgeführt (**Tab. 3**).

Tab. 3: Messprotokoll einer 48-Stunden-Messung an Tieren mit induzierter Mastitis:

1. Referenzmessungen			2. Infektionsmessungen		
Tag 1:	1r	Vor Melken: 05:30 h	Infektion nach Ausmelken um 06:30h		
	2r	Nach Melken: 06:30 h	3i		07:30 h
	3r	07:30 h	4i		08:30 h
	4r	08:30 h	5i		09:30 h
	5r	09:30 h	6i		11:30 h
	6r	11:30 h	7i		13:30 h
	7r	13:30 h	8i		15:30 h
	8r	15:30 h	9i	Vor Melken:	17:30 h
	9r	Vor Melken: 17:30 h	10i	Nach Melken:	18:00 h
	10r	Nach Melken: 18:00 h	11i		19:30 h
	11r	19:30 h	12i		21:30 h
	12r	21:30 h	13i		23:30 h
	13r	23:30 h	14i		01:30 h
	14r	01:30 h	15i		03:30 h
	15r	03:30 h	Tag 3:		
Tag 2:	1i	Vor Melken: 05:30 h	1ii	Vor Melken:	05:30 h
	2i	Nach Melken: 06:30 h	2ii	Nach Melken:	06:30 h
			Tötung: 07:30 h		

5.1.3.4 Infektion eines Euterviertels:

Die Injektion der Erreger erfolgt via Strichkanal intrazisternal in das rechte Hinterviertel. Das infektiöse Agens liegt in flüssiger Form vor und wird mithilfe einer 2-ml-Spritze in die Zitzenzisterne injiziert. Die Flüssigkeit wird anschließend 30 Sekunden lang nach proximal Richtung Eutergewebe massiert. Als krankheitsauslösendes Agens dient **Escherichia coli** (Stamm 1303) in einer Dosis von 500 CFU.

In das kontralaterale Viertel (hinten links), das als Gesund-Kontrolle dienen soll, wird als Placebo sterile 0,9%-ige Kochsalzlösung (NaCl) in gleicher Weise und Menge eingebracht und ebenso 30 Sekunden lang einmassiert.

5.1.3.5 Ablauf der einzelnen Messungen:

Zur Vermeidung von störenden Luftzügen werden zunächst sämtliche Fenster und Türen des Stallabteils geschlossen, außerdem die Stalllüftungsanlage fünf Minuten vor den Infrarot-Messungen abgeschaltet. Die

Kühe werden für einen ruhigen Stand des zu untersuchenden Tieres und zur Vermeidung von Störungen durch Nachbarkühe im Fressgitter fixiert. Aus denselben Gründen müssen zusätzlich die Schwanzquaste der zu messenden Kuh und deren Nachbarin(nen) mithilfe von Stricken am Halsband fixiert werden. Je nach Bedarf wird an der Euterhaut haftender Schmutz mit Papiertüchern trocken oder feucht entfernt. Nach einer feuchten Reinigung erfolgt eine Infrarot-Messung generell erst nach mindestens 10- bis 15-minütiger Wartezeit, da sich feuchte Haut im Wärmebild verfälscht darstellt und somit Artefakte verursacht.

Aus einer Entfernung von 1,80 m wird anschließend eine Folge von fünf Infrarotbildern der Hinterviertel aufgenommen (**Abb. 2**): Der Untersucher steht dabei in gerader Linie direkt hinter dem Tier. Die Kuh soll während der Messung möglichst ruhig und gerade, d.h. mit den Hintergliedmaßen auf gleicher Höhe, stehen. Außerdem soll die Beinstellung bei jeder Messung möglichst identisch sein, was sehr von der Bereitschaft des Tieres zur Kooperation abhängt.

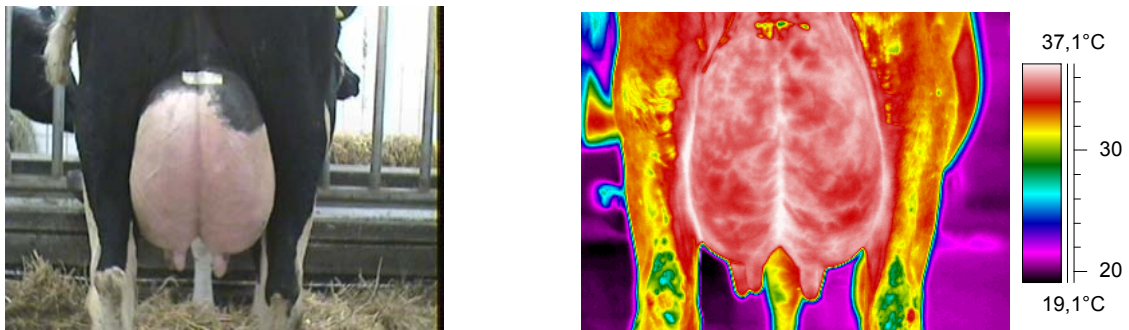


Abb. 2: Nativ- (links) und Wärmebild (rechts) der beiden Hinterviertel im nicht infizierten Zustand.

Wie aus dem Messprotokoll ersichtlich ist, werden die Tiere zweimal täglich gemolken (um ca. 06:00 h und ca. 18:00 h). Zur Untersuchung von Änderungen der Temperatur der Euterhaut durch maschinellen Milchentzug wird pro Melkakt eine zusätzliche Serie von fünf Infrarotbildern möglichst im unmittelbaren Anschluss an die Abnahme des Melkzeuges angefertigt (entspricht Melkzeitpunkt 2-nm = 06:30 h und 10-nm = 18:00 h).

Der Emissionsgrad wird auf $\varepsilon = 0,96$ festgelegt. Der Emissionsgrad eines Objektes ist eine Funktion aus Wellenlänge, Temperatur, Oberflächenbeschaffenheit und Beobachtungswinkel und gibt an, wieviel Strahlung vom Objekt im Vergleich zu einem völlig schwarzen Körper abgegeben wird. Jedes Objekt besitzt einen stoffspezifischen Emissionsgrad, der zwischen 0,1 und 1,0 liegen kann. Für menschliche Haut wird von FLIR Systems beispielsweise ein Wert von fast 1,0 (0,98) angegeben, was der Emission eines sog. „Schwarzen Strahlers“ (ein Körper, der die gesamte einfallende Strahlung absorbiert, sich aufheizt und infolgedessen optimal Wärmestrahlung abgibt) entspricht. Für die Oberfläche von Tieren soll ein Emissionsgrad von 0,96 verwendet werden (FLIR Systems, 2005 – a und b).

Die Oberflächentemperatur der Haut wird auf 0,1 °C genau bestimmt und, sowohl farbcodiert als auch quantitativ für jeden Bildpunkt, dargestellt.

Nach Aufnahme der Bilder werden Umgebungstemperatur, Luftfeuchtigkeit, Rektaltemperatur und die Nummern der gespeicherten Infrarotbilder im Befundbogen registriert. Nach jeder Messung wird ferner mit Kot und Harn verschmutzte Einstreu entfernt und speziell bei den Versuchstieren viel frisches Stroh nachgestreut. Dies dient einer ungefähren Konstanthaltung des Raumklimas (was vor allem in den Sommermonaten von Bedeutung ist) und einer Reduzierung feuchter Reinigungen des Euters.

Jeweils 12 und 24 Stunden nach der Infektion wird zusätzlich ein California-Mastitis-Test (CMT) der beiden hinteren Euterviertel durchgeführt (nicht durch die Autorin selbst).

Nach Beendigung eines Versuchs werden die in der Kamera gespeicherten Infrarotbilder auf die Festplatte des Computers verschoben und mit einer speziellen Software ausgewertet. Außerdem erfolgt eine Sicherungskopie der Bilder auf CD.

5.1.4 Auswertung der Infrarotbilder:

Zur praktischen Umsetzung der digitalen Auswertung findet die Bildbearbeitungssoftware Thermocam-Researcher 2.8 Pro Version Nero der Firma FLIR Systems (Frankfurt) Anwendung.

Jedes Bild wird einzeln bearbeitet.

Aus der gespeicherten Serie von fünf Infrarotbildern pro Messung werden die ersten beiden Bilder verworfen, da die Kamera ein bis zwei Einstellungen zur exakten Fokussierung benötigt. Daraus folgt, dass **drei Infrarotbilder pro Messung** ausgewertet werden. Zudem erfolgt eine Korrektur der Objektparameter Umgebungstemperatur und Luftfeuchtigkeit durch manuelle Eingabe in die Bearbeitungssoftware.

Als Farbpalette wird „Rain“ gewählt.

5.1.4.1 Auswertung der Bilder der Infektionstiere:

Zur Verringerung des Einflusses individueller Interpretation der Infrarotbilder durch den Betrachter, erfolgt die Auswertung der Infrarotbilder der fünf Infektionstiere am PC und mithilfe von drei verschiedenen Software-Tools: **Polygone**, **Rechtecke** und **Linien**. Durch anschließende statistische Analysen der Auswertungsergebnisse wird die aussagekräftigste und präziseste Auswertungsmethode für weitere Fragestellungen ausgewählt.

5.1.4.1.1 Auswertungsmethode: Polygone:

Die einzelnen Euterviertel werden durch Umfahren mithilfe des Polygon-Tools vermessen (**Abb. 3**). Für die dabei entstehenden Flächen (HL und HR) werden automatisch die „Rohwerte“ für Minimal- (Min) und Maximaltemperatur (Max), die Differenz von Maximum und Minimum (Max - Min), Durchschnittstemperatur (DsT) und Standardabweichung (Stabw) berechnet und registriert.

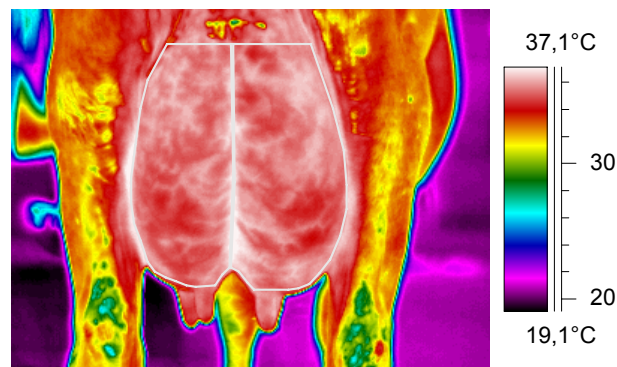


Abb. 3 : Auswertungsmethode „Polygone“.

5.1.4.1.2 Auswertungsmethode: Rechtecke:

In jedes Viertel wird ein standardisiertes Rechteck, relativ zur Größe des jeweiligen Viertels eingefügt: Die Höhe der Vierecke entspricht 75 % der Strecke von der Zitzenbasis (beginnend am distalen Ende des Sulcus intermammaricus) bis zum Klebestreifen, die Breite 50 % der Breite des Viertels auf Höhe des unteren Endes des Sulcus intermammaricus (**Abb. 4**).

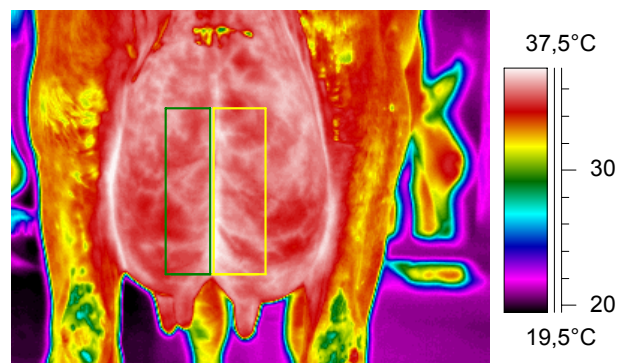


Abb. 4: Auswertungsmethode „Rechtecke“.

Für jedes der drei Infrarotbilder pro Messzeitpunkt und jedes Viereck werden die vom Computer berechneten „Rohwerte“ für Min, Max, Max - Min, DsT und Stabw erfasst.

5.1.4.1.3 Auswertungsmethode: Linien:

Über jedes Hinterviertel wird entlang der jeweils äußeren Begrenzungslinie der beiden Rechtecke eine gerade Messlinie vom Klebestreifen bis zur

Zitzenbasis eingefügt (**Abb. 5**). Entlang dieser Linie werden automatisch die erwähnten fünf Werte erfasst.

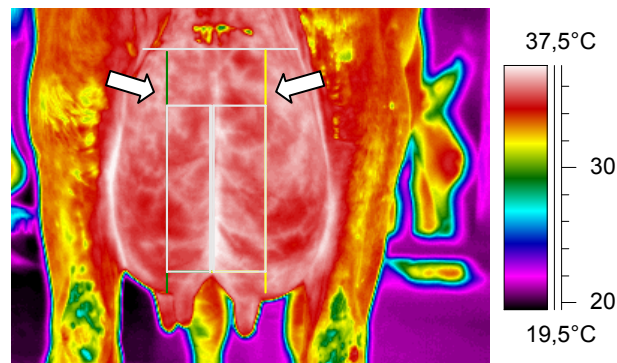


Abb. 5: Auswertungsmethode „Linien“.

5.1.4.1.4 Weitere Verwendung der erhaltenen Messwerte:

Zur Rekapitulation: Pro Messzeitpunkt werden je drei Bilder bearbeitet und somit pro Messzeitpunkt je drei Werte für Minimal-, Maximaltemperatur, Max - Min, Durchschnittstemperatur und Standardabweichung ermittelt. Diese „Rohdaten“ für Min, Max, Max - Min, DsT und Stabw werden getrennt nach Auswertungsmethode („Polygone“, „Rechtecke“, „Linien“) und Euterviertel tabellarisch erfasst. Aus diesen jeweils drei „Rohwerten“ pro Messzeitpunkt werden ferner die **Durchschnittswerte pro Messzeitpunkt für Min, Max, Max - Min, DsT und Stabw** ermittelt und graphisch in Form eines Verlaufdiagramms (nur Min, Max und DsT) pro Tier und Auswertungsmethode dargestellt (Temperaturentwicklung am Euter vor und nach der Infektion): Die Graphiken sind in **Anhang 1** einzusehen.

Für alle weiteren statistischen Berechnungen werden nur noch diese errechneten Durchschnittswerte der jeweils 3 Bilder/Werte pro Messzeitpunkt und Euterviertel verwendet: Diese Mittelwerte erhalten (aufgrund ihres Ursprungs von Messflächen) die Bezeichnungen Flächen-Maxima (FI-Max), Flächen-Minima (FI-Min), Flächen-Max - Min (FI-Max-Min), Flächen-Durchschnittstemperatur (FI-DsT) und Flächen-Standardabweichung (FI-Stabw).

Sämtliche Berechnungen und anschließende Darstellungen werden mithilfe von SPSS® (Version 15.0, SPSS-Corporation, Chicago) und Microsoft Excel® (Version 2003) durchgeführt.

5.1.4.2 Auswertung der Bilder der eutergesunden Tiere:

Für die Auswertung der Daten eutergesunder Tiere (Temperaturen im Tagesverlauf, Einfluss des Melkaktes, Zusammenhang mit Rektal-, Umgebungstemperatur und Luftfeuchtigkeit) wird nur das Tool „**Polygone**“ verwendet.

Wie bei den MastVt werden auch hier (eugVt) pro Messzeitpunkt drei Infrarotbilder bearbeitet und pro Messzeitpunkt und Euterhälfte jeweils drei Werte für Min, Max, Max - Min, DsT und Stabw tabellarisch registriert. Die Ermittlung der Flächen-Durchschnittswerte pro Messzeitpunkt erfolgt in gleicher Weise wie bei den Infektionstieren (siehe oben). Die pro Messzeitpunkt berechneten Werte für FI-Max, FI-Min, FI-Max-Min, FI-DsT und FI-Stabw werden ebenfalls für jedes Tier graphisch als Verlaufsdiagramm (nur FI-Min, FI-Max und FI-DsT) dargestellt: Siehe **Anhang 3**.

5.1.4.3 Grundlegende statistische Methoden:

In diesem Abschnitt soll zunächst geklärt werden, ob die gewonnenen Messwerte normalverteilt sind. Zudem soll eine der drei Auswertungsmethoden anhand von Berechnungen der Präzision für weiterführende statistische Untersuchungen favorisiert werden.

Die Irrtumswahrscheinlichkeit liegt für alle folgenden Analysen bei $\alpha \leq 0,05$.

5.1.4.3.1 Normalverteilung der Daten:

Die Gauß- oder Normalverteilung beschreibt die Streuung um den Mittelwert (Harms, 1998). Zur Überprüfung der Normalverteilung der Daten

(FI-Max- und FI-DsT-Messwerte aller Versuchstiere) dient zunächst eine **Histogramm**-Analyse für jeden Messzeitpunkt.

Zusätzliche Information zur Normalverteilung der Daten liefert ein **Kolmogorow-Smirnow-Test (KS-Test)**, nicht parametrischer Anpassungstest). Dazu werden die Daten der Max und DsT beider Euterviertel der eugVt sowie MastVt vor der Infektion ($n = 272$) herangezogen. Ein $p \geq 0,05$ deutet auf Normalverteilung der Daten hin.

5.1.4.3.2 Untersuchung des Zusammenhangs zwischen den Messwerten der Polygon-, Rechteck- und Linien-Tools und der Rektaltemperatur:

Hier liegt die Fragestellung zugrunde, welche Auswertungsmethode den engsten Bezug zur Rektaltemperatur aufweist. Grundlage bilden die Messwerte der fünf Versuchstiere mit induzierter Mastitis: Getrennt nach Euterhälfte, Einzeltier und Auswertungsmethode wird die **Standardabweichung der Differenz** von Rektaltemperatur und Flächen-Durchschnittstemperatur zu jedem Messzeitpunkt (vor und nach der Infektion) berechnet und tabellarisch festgehalten.

Zur Überprüfung der berechneten Unterschiede zwischen den verschiedenen Methoden dient ein **Kruskal-Wallis-Test** ($n = 85$) als übergeordneter Gruppentest. Ein **Mann-Whitney-U-Test** ($n = 85$) vervollständigt die Auswertung mit dem Vergleich der Unterschiede zwischen den Standardabweichungen der einzelnen Auswertungsmethoden auf statistische Signifikanz.

5.1.4.3.3 Bestimmung der Präzision:

5.1.4.3.3.1 Präzisionsbestimmung zur Favorisierung einer der drei Auswertungsmethoden:

Zur Auswahl der Auswertungsmethode mit der höchsten Präzision werden die Daten von fünf eutergesunden Tieren (Tiere aus MastVt vor der Infektion) verwendet. Dazu wird der **durchschnittliche Variationskoeffizient (VC)** der Min-, Max-, Max-Min- und DsT-Werte pro 3er Bildserie aller Messzeitpunkte für HL und HR bestimmt. Der VC dient

zur Abschätzung der Streuung der Messwerte und gibt an, wieviel Prozent die Standardabweichung vom arithmetischen Mittelwert beträgt (HARMS, 1998). Dadurch werden Unterschiede in der Standardabweichung relativiert. Im Allgemeinen haben Zufallsvariablen mit großem Mittelwert eine größere Varianz als eine mit einem kleinen Mittelwert. Der VC stellt somit eine Normierung der Varianz dar.

Die errechneten VC's der einzelnen Auswertungsmethoden werden sowohl tabellarisch zusammengefasst, als auch zum Vergleich mithilfe von **Boxplots** einerseits getrennt nach Flächen-Messwert (Min, Max, Max - Min, DsT) und Euterhälfte (siehe **Anhang 2a**), andererseits getrennt für jedes Einzeltier und Euterhälfte (siehe **Anhang 2b**) dargestellt. In Anhang 2b werden die relativ stark streuenden (siehe Anhang 2a) Werte der Max-Min nicht wiedergegeben.

Eine zusätzliche **Boxplot-Analyse** fasst die Einzeltier-Graphiken aus Anhang 2b zusammen.

Desweiteren klärt ein **Kruskal-Wallis-Test**, ob die Unterschiede in den Variationskoeffizienten der verschiedenen Auswertungsmethoden (n = 75) statistisch signifikant sind.

Zur Darstellung mithilfe von Boxplots: Die Box enthält 50 % der Werte (zwei Quartile) inklusive des Medians, die Länge der Box entspricht dem Interquartilbereich. Die „Whiskers“ (T-Balken) stellen „Extremwerte“ dar und vermitteln einen Eindruck, wie weit die restlichen 50 % der Werte (Extremwerte innerhalb des 1,5-fachen Interquartilabstands) streuen (HARMS, 1998). Extremwerte außerhalb dieses 1,5 Interquartilbereichs werden als milde Ausreißer in Form eines ° dargestellt, Werte außerhalb des dreifachen Interquartilabstandes werden als extreme Ausreißer bezeichnet und mit * abgebildet.

5.1.4.3.3.2 Präzisionsberechnungen innerhalb der Polygon-Methode zur

Bestimmung der präzisesten Messwerte (Min, Max oder DsT):

Anhand der obigen Berechnungen werden die „Polygone“ als Auswertungsmethode der Wahl favorisiert. Es werden fortan nur noch die Messwerte der „Polygone“ für weiterführende Berechnungen verwendet. Hier erfolgt der Vergleich der durchschnittlichen Variationskoeffizienten der jeweils drei Messwerte pro Messzeitpunkt für Min, Max und DsT innerhalb der Auswertungsmethode „Polygone“ aller Versuchstiere (eugVt und MastVt vor der Infektion) und ohne Trennung der Euterhälften HL und HR (n = 544).

Auf das Vorliegen statistisch signifikanter Unterschiede zwischen der Präzision der Messwerte Min, Max und DsT beider Euterviertel testet zunächst ein **Kruskal-Wallis-Test** (n = 544) als übergeordneter Gruppentest, ein **Mann-Whitney-U-Test** (n = 544) vergleicht anschließend die einzelnen Messwerte auf signifikante Unterschiede.

5.1.4.4 Statistische Analyse der infrarotthermographischen Messungen an eutergesunden Tieren:

5.1.4.4.1 Temperaturschwankungen im Tagesverlauf („Zirkadianes Muster“):

Die Detektion möglicher Änderungen der Wärmemuster am Euter bei Mastitis mithilfe infrarotthermographischer Messungen setzt die Kenntnis physiologischer Temperaturschwankungen der Euteroberfläche im Verlauf des Tages voraus. Dazu werden die einzelnen Flächen-Messwerte (FI-Min, -Max und -DsT) der Auswertungsmethode „Polygone“ aller eutergesunden Tiere und die durchschnittliche Rektaltemperatur der genannten Tiere graphisch dargestellt. Die Diagramme sind in **Anhang 3** dargestellt.

5.1.4.4.1.1 Temperaturvariation zu einzelnen Messzeitpunkten im Verlauf von 24 Stunden:

Diese Berechnungen zeigen die Schwankungen der FI-Max- und FI-Ds-Temperaturwerte im Tagesverlauf: Bei 16 eutergesunden Tieren (= n)

werden tierindividuell die Varianzen (durchschnittliche Variationskoeffizienten in %) innerhalb von 24 Stunden (15 Messzeitpunkte) für die FI-Max und FI-DsT-Werte beider Euterviertel (VC_Max-HL und HR, VC_DsT-HL und HR) berechnet. Tabellarisch ausgewiesen werden die minimale, maximale und durchschnittliche Varianz sowie deren Standardabweichung. Eine Boxplot-Graphik verdeutlicht die Ergebnisse.

5.1.4.4.1.2 Temperaturschwankungen zu bestimmten Tageszeiten:

Diese Berechnungen klären, ob zu bestimmten Tageszeiten stets höhere oder niedrigere Temperaturen an der Euterhaut der Hinterviertel vorherrschen. Für jedes der 16 eutergesunden Tiere wird aus allen Messungen im Verlauf von 24 Stunden zunächst eine tierindividuelle Durchschnittstemperatur (TiDsT) errechnet und dann für jeden Zeitpunkt festgelegt, ob die Temperatur über oder unter dieser TiDsT liegt (dd = drüber/drunter). Dies erfolgt getrennt nach Auswertungsmethode (FI-Max und FI-DsT) und Euterviertel (HR und HL). Außerdem werden die tagesdurchschnittlichen Schwankungen der FI-Max- und FI-DsT-Werte pro Messzeitpunkt gegen die beschriebene TiDsT-Linie graphisch aufgetragen, um die durchschnittlichen Temperaturschwankungen im Verlauf eines Tages sichtbar zu machen.

5.1.4.4.2 Temperaturabweichungen der Euterviertel HR und HL voneinander im Verlauf von 24 Stunden:

Diese Analyse soll zeigen, wie stark die Oberflächentemperaturen der beiden Euterhälften (HL und HR) im gesunden Zustand zu den jeweiligen Messzeitpunkten voneinander abweichen. Diese Information ist für den Vergleich eines infizierten rechten Hinterviertels mit dem nicht infizierten linken Hinterviertel von grundlegender Bedeutung (MastVt). Um wie viel Grad Celsius sich die Flächen-Max- und Flächen-Ds-Temperaturen von HL und HR zu jedem Messzeitpunkt unterscheiden, zeigt die Berechnung des Betrags der Differenzen der FI-Max und FI-DsT von HL und HR (MaxHR –

MaxHL und DsT-HR – DsT-HL als **Diff_Max** und **Diff_DsT**), der optimalerweise den Wert 0 ergibt.

Den Berechnungen entsprechende **Boxplot**-Graphiken (siehe **Anhang 4**) werden auf das Einzeltier und auf den zeitlichen Verlauf bezogen erstellt.

Ferner erfolgt zu dieser Fragestellung eine Überprüfung der berechneten Differenzen zwischen den FI-Max- und -DsT-Messwerten von HL zu HR auf statistische Signifikanz mithilfe des **Wilcoxon-Tests** ($\alpha = 0,05$).

5.1.4.4.3 Einfluss des Melkaktes auf die Temperatur der Euterhaut eutergesunder Tiere:

5.1.4.4.3.1 Differenzen zwischen den Messwerten FI-Max und FI-DsT vor und nach dem Melkakt:

Grundlage bildet die Berechnung von **Differenzen** zwischen den Werten der FI-Max- und FI-DsT von „Nach dem Melken“ minus „Vor dem Melken“, getrennt nach den einzelnen Melkzeitpunkten:

- *Morgendlicher Melkakt 1 = m1,*
- *Abendlicher Melkakt = a und*
- *Morgendlicher Melkakt 2 am Folgetag = m2*

Die Darstellung der Ergebnisse erfolgt in Form einer **Boxplot**-Graphik getrennt nach HL und HR.

5.1.4.4.3.2 Überprüfung der Differenzen zwischen den Messwerten FI-Max und FI-DsT vor und nach dem Melkakt auf statistische Signifikanz:

Ein **Wilcoxon-Test** dient der Überprüfung der errechneten Temperaturdifferenzen von vor und nach dem Melkakt auf statistische Signifikanz ($\alpha = 0,05$).

5.1.4.4.4 Zusammenhang zwischen der Rektaltemperatur, Umgebungstemperatur, Luftfeuchtigkeit und der Temperatur der Euterhaut bei eutergesunden Tieren:

Welcher Zusammenhang zwischen der Rektaltemperatur sowie der Umgebung der Tiere und der Temperatur der Euteroberfläche (in Form der FI-Max- und FI-DsT-Werten) besteht, soll mithilfe der Berechnung eines **gemischten Modells** geklärt werden ($\alpha = 0,05$). Die Rechnung erfolgt getrennt nach den durchschnittlichen Flächen-Messwerten (FI-Max und FI-DsT), aber nicht getrennt für die beiden Euterviertel (HR und HL), da die Rektaltemperatur und die Umgebungsfaktoren auf beide Euterviertel gleich einwirken und die Temperaturverläufe über 24 Stunden von HL und HR bei eutergesunden Tieren nur unwesentlich voneinander abweichen.

5.1.4.5 Statistische Analyse der infrarotthermographischen Messungen an Tieren mit induzierter Mastitis:

5.1.4.5.1 Vergleich Referenztag mit Infektionstag:

5.1.4.5.1.1 Verlaufsdiagramme der Differenzen der FI-Max- und FI-DsT-Messwerte von Infektions- und Referenztag:

Zur Erkennung möglicher Temperaturveränderungen an der Haut der Hinterviertel als Indiz für eine beginnende Euterentzündung sollen die Temperaturwerte der Referenzmessungen (Euter noch gesund) mit den Daten der in gleichen Zeitabständen (siehe Messprotokoll) nach der Infektion durchgeführten Messungen verglichen werden. Dabei werden die Temperaturwerte (Polygon-Methode) von jeweils HL und HR beispielsweise zum Messzeitpunkt 13:30 h am Infektionstag (Tag 2) von den Werten für HL oder HR zum gleichen Zeitpunkt am Referenztag (Tag 1) subtrahiert ($\text{Inf.} - \text{Ref.} = i - r$). Es wird davon ausgegangen, dass die Eutertemperatur nach der Infektion ansteigt, weshalb Infektionstag minus Referenztag gerechnet wird. Der Melkakt m3 wird nicht in die Berechnung mit einbezogen. Die Berechnung erfolgt wiederum für FI-Max- und FI-DsT-Werte getrennt.

Zur Verdeutlichung werden die Differenzen der FI-Max- und FI-DsT-Werte jedes einzelnen infizierten Tieres ($n = 5$) von Infektionstag minus Referenztag pro Messzeitpunkt (getrennt nach HL und HR) zunächst als **Verlaufsdiagramme** dargestellt. Auf die Darstellung der Temperaturwerte von nach dem Melken (06:30-nm, 18:00-nm) wird verzichtet.

5.1.4.5.1.2 Überprüfung der Unterschiede der FI-Max- und FI-DsT-Messwerte von Infektions- und Referenztag auf statistische Signifikanz:

Die oben berechneten Differenzen der Flächen-Messwerte (FI-Max und FI-DsT von HL/HR) werden für die Durchführung einer **Wilcoxon**-Analyse herangezogen, die Unterschiede zwischen der Eutertemperatur vor und nach der Infektion auf statistische Signifikanz ($\alpha = 0,05$) untersuchen soll. In die Tabelle werden zusätzlich die Differenzwerte ($^{\circ}\text{C}$) der FI-Max- und FI-DsT-Werte vor und nach der Infektion, die zugehörigen Standardabweichungen sowie die durchschnittliche Differenz der Rektaltemperatur von Infektionstag - Referenztag erfasst.

5.1.4.5.1.3 Differenzen der FI-Max- und FI-DsT-Werte von Infektions- und Referenztag getrennt nach HR und HL:

Die durch Berechnung (siehe oben) erhaltenen **Differenzwerte** (Tag 2 = Infektion - Tag 1 = Referenz) für die FI-Max- und FI-DsT-Werte sind in Form von **Boxplot-Graphiken**, getrennt nach dem zeitlichen Verlauf und auf das einzelne Versuchstier bezogen aufgeführt. Die Einzeltier-Diagramme sind in **Anhang 5** ersichtlich.

5.1.4.5.2 Vergleich HR – HL (prä und post infectionem):

5.1.4.5.2.1 Verlaufsdiagramme der Differenzen der FI-Max- und FI-DsT-

Messwerte zwischen den Vierteln HR und HL im Vergleich von vor und nach der Infektion HR:

Als weiterer Schritt hinsichtlich einer Mastitiserkennung durch IRT folgt der Vergleich der gemessenen Flächen-Temperaturwerte (FI-Max und FI-DsT) des infizierten Euterviertels (HR) mit dem nicht infizierten (Placebo) Viertel (HL). Hierbei werden die Messwerte von HR mit jenen von HL zu jedem Messzeitpunkt verglichen, wiederum getrennt nach FI-Max- und FI-DsT-Werten. Es wird angenommen, dass die Eutertemperatur nach der Infektion im infizierten Viertel stärker ansteigt, weshalb HR minus HL gerechnet wird. Bei diesen Berechnungen werden die Messungen 1ii und 2ii (siehe Messprotokoll) mit einbezogen.

Zur Verdeutlichung der Temperaturdifferenzen zwischen HL und HR vor und nach der Infektion werden **Verlaufsdiagramme** der einzelnen Versuchstiere (n = 5) getrennt nach FI-Max- und FI-DsT-Werten erstellt. Die Messwerte der Aufnahmen, die direkt im Anschluss an den Melkakt angefertigt wurden (2r-nm, 10r-nm, 2i-nm, 10i-nm und 2ii-nm), werden in dieser Graphik nicht gezeigt.

5.1.4.5.2.2 Überprüfung der Unterschiede der FI-Max- und FI-DsT-Messwerte der Euterviertel HL und HR vor und nach der Infektion von HR auf statistische Signifikanz:

Die Auswertungen zu den Temperaturdifferenzen beider Euterviertel im Vergleich von vor zu nach der Infektion des rechten hinteren Euterviertels werden, ähnlich wie im vorausgegangenen Abschnitt „Vergleich Referenz-/Infektionstag“, durch eine **Wilcoxon**-Analyse ergänzt. Diese Berechnung überprüft die errechneten Differenzen (HR - HL) auf statistische Signifikanz ($\alpha = 0,05$).

5.1.4.5.2.3 Berechnung der Differenzen der FI-Max- und FI-DsT-Messwerte der Euterviertel HR und HL vor und nach der Infektion:

Die durch obige Berechnungen erhaltenen **Differenzwerte** (HR minus HL) pro Messzeitpunkt und Euterhälfte werden in Form von **Boxplot-Graphiken**, sowohl nach dem zeitlichen Verlauf (siehe „Ergebnisse“) als auch auf das Einzeltier bezogen (siehe **Anhang 6**) dargestellt.

5.1.4.5.3 Schwellenwertbestimmung:

Bestrebung sämtlicher beschriebener statistischer Berechnungen ist es letztendlich, einen Temperatur-Schwellenwert fest zu legen, anhand welchem bestimmt werden kann, ob ein an der Euterhaut gemessener Temperaturwert auf ein gesundes oder ein entzündetes Euterviertel hinweist. Die Berechnungen eines solchen Toleranzbereichs erfolgen einerseits im Rahmen des Vergleichs Referenz- und Infektionstag und andererseits bezüglich des Vergleichs HR – HL:

Bezüglich Vergleich Referenz- und Infektionstag:

Es werden die FI-Max- und FI-DsT-Werte des Viertels HR aller eutergesunden Tiere sowie der MastVt **vor** der Infektion (n = 272) herangezogen und anhand der **Normalverteilung** mit dem beobachteten **Mittelwert** und der beobachteten **Standardabweichung** ein oberer Grenzwert für das einseitige 95 %-Toleranzintervall berechnet. Dieser berechnete Wert sagt aus, dass ein am Euter gemessener Temperaturwert, der über dem Toleranzwert liegt, mit einer Wahrscheinlichkeit von < 5 % auf ein eutergesundes Tier hindeutet.

Bezüglich Vergleich HR – HL:

Hierfür werden die FI-Max- und FI-DsT-Differenzen zwischen HR und HL der fünf MastVt **vor** der Infektion zur Bestimmung eines zweiseitigen Toleranzintervalls verwendet (n = 95). Die Berechnung erfolgt wiederum anhand der **Normalverteilung** mit dem beobachteten **Mittelwert** und der beobachteten **Standardabweichung** – eine Annäherung an diesen Bereich bietet auch die Formel: Mittelwert \pm (2 * Stabw.). Eine Differenz

zwischen HR (infiziert) und HL (gesund), die über dem 95 %-Toleranzintervall liegt (positiver Zahlenbereich; HR ist wärmer als HL), weist mit einer Wahrscheinlichkeit von $< 2,5 \%$ auf ein gesundes Euter hin. Eine Differenz zwischen HR und HL, die unterhalb des 95 %-Toleranzintervalls liegt (negativer Zahlenbereich; HR ist kühler als HL), weist ebenso mit einer Wahrscheinlichkeit von $< 2,5 \%$ auf ein gesundes Euter hin.

Die Toleranzintervall-Berechnungen werden durch die Bestimmung der **Sensitivität** innerhalb des Messzeitraums von 13 bis 17 Stunden p.i. (Zeit der signifikanten Temperaturanstiege; siehe Tabb. 16 und 17) ergänzt: $\text{Sensitivität (\%)} = (\text{Anzahl der Messungen außerhalb des „gesunden Toleranzbereichs“} / \text{Anzahl aller Messzeitpunkte in diesem Zeitbereich (= 15)}) \cdot 100$.

5.1.4.5.4 Einfluss des Melkaktes auf die Euterhaut von Tieren mit induzierter Mastitis:

5.1.4.5.4.1 Differenzen zwischen den Messwerten FI-Max und FI-DsT vor und nach dem Melkakt:

Die infizierten Tiere werden, wie die eutergesunden Tiere, zweimal täglich gemolken (morgens: 06:00h; abends: 18:00h). Inwiefern der maschinelle Milchentzug die Temperatur der Euteroberfläche der zunächst noch eutergesunden, später aber infizierten Tiere beeinflusst, soll eine **Boxplot**-Graphik veranschaulichen. Berechnungsgrundlage bilden die berechneten **Differenzen** zwischen den Werten der FI-Max und FI-Ds-Temperaturen beider Euterhälften von „Nach dem Melken“ minus „Vor dem Melken“, getrennt nach den Melkzeitpunkten:

- Morgendlicher Melkakt 1 = **m1**,
- Abendlicher Melkakt 1 = **a1**,
- Morgendlicher Melkakt 2 am Folgetag = **m2**,
- Abendlicher Melkakt 2 = **a2** und
- Morgendlicher Melkakt 3 (am 3. Tag) = **m3**.

Außerdem erfolgt die Darstellung für HL und HR sowie für die FI-Max- und FI-DsT-Werte getrennt.

5.1.4.5.4.2 Überprüfung der Differenzen zwischen den Messwerten FI-Max und FI-DsT vor und nach dem Melkakt auf statistische Signifikanz:

Ein **Wilcoxon-Test** dient der Überprüfung der errechneten Temperaturdifferenzen von vor und nach dem Melkakt auf statistische Signifikanz ($\alpha = 0,05$).

5.1.4.5.5 Zusammenhang zwischen der Rektaltemperatur, Umgebungstemperatur, Luftfeuchtigkeit und der Temperatur der Euterhaut bei Tieren mit induzierter Mastitis:

Welcher statistische Zusammenhang zwischen der Rektaltemperatur sowie der Umgebung der Tiere und der Temperatur der Euteroberfläche (in Form der FI-Max- und FI-DsT-Werte) besteht, wird (wie bereits bei den eutergesunden Tieren angesprochen) mithilfe der Berechnung eines **gemischten Modells** geklärt werden ($\alpha = 0,05$). Die Rechnung erfolgt hier jeweils für die durchschnittlichen FI-Max- und FI-DsT-Werte beider Euterviertel (HR und HL) getrennt, da ein Viertel (HR) infiziert und ein Viertel (HL) gesund ist und Rektaltemperatur und Umgebung unterschiedlichen Einfluss ausüben könnten. Es werden nur die Werte von nach der Infektion herangezogen (Werte von vor der Infektion entsprechen den Ergebnissen der eutergesunden Tiere). Ein gemischtes Modell berücksichtigt die Korrektur für wiederholte Verwendung von Daten bei geringen Tierzahlen.

5.2 Ergebnisse:

5.2.1 Grundlegende Ergebnisse der infrarotthermographischen Untersuchungen:

5.2.1.1 Normalverteilung der Daten:

Die **Histogramme** ($n = 272$; Graphiken nicht abgebildet) verdeutlichen, dass die vorliegenden Werte (FI-Max und FI-DsT der eugVt und MastVt vor der Infektion) **nicht normalverteilt** sind: Die Mehrzahl der Histogramme zeigt Mehrgipfligkeit, unsymmetrische Streuung und Ausreißer (d.h. Extremwerte).

Der im Anschluss durchgeführte **Kolmogorow-Smirnow-Test** ($\alpha = 0,05$) auf Normalverteilung der Daten erbringt grenzwertige Ergebnisse (**Tab. 4**).

Tab. 4: KS-Test auf Normalverteilung der Messergebnisse Max und DsT ($n = 272$):

	MaxHL	DsTHL	MaxHR	DsTHR
Asymptotische Signifikanz (2-seitig)	0,07	0,04	0,07	0,09

Aus diesem Grund werden für weitere Analysen Tests für nicht normalverteilte Daten, also **nicht parametrische Tests**, verwendet: Als nicht parametrischer Rangsummentest zweier verbundener Stichproben wird der **Wilcoxon-Test für Paardifferenzen** gewählt.

5.2.1.2 Untersuchung des Zusammenhangs zwischen den Messwerten der Polygon-, Rechteck- und Linien-Tools und der Rektaltemperatur:

Anhand dieser Berechnungen soll die Auswertungsmethode mit der engsten Beziehung zur Rektaltemperatur und somit geringsten Standardabweichung, bezogen auf die Differenz zwischen Rektaltemperatur und FI-DsT-Werten, ermittelt werden. Die Ergebnisse sind in **Tab. 5** zusammengefasst.

Tab. 5: Vergleich der **Standardabweichungen** der Differenz von Rektal- und FI-Durchschnittstemperatur aller Auswertungsmethoden und jedes Versuchstieres vor und nach der Infektion:

		Viertel H L			Viertel H R		
		Stabw (RektalT – FI-DsT)			Stabw (RektalT – FI-DsT)		
Tier	Methode	Vor Inf.	Nach Inf.	Gesamt	Vor Inf.	Nach Inf.	Gesamt
948	Polygone	0,39	0,64	0,54	0,49	0,84	0,67
	Rechtecke	0,43	0,56	0,55	0,51	0,67	0,59
	Linien	0,41	0,71	0,59	0,52	0,96	0,75
1013	Polygone	0,39	0,38	0,38	0,41	0,55	0,48
	Rechtecke	0,39	0,29	0,34	0,37	0,70	0,55
	Linien	0,40	0,42	0,40	0,44	0,64	0,54
1940	Polygone	0,30	0,69	0,53	0,40	1,17	0,87
	Rechtecke	0,29	0,59	0,46	0,37	1,03	0,77
	Linien	0,35	0,81	0,61	0,48	1,52	1,12
1997	Polygone	0,59	0,96	0,87	0,61	0,96	0,87
	Rechtecke	0,62	0,97	0,90	0,61	0,96	0,89
	Linien	0,68	1,11	0,99	0,64	0,97	0,88
2170	Polygone	0,25	0,70	0,55	0,27	0,86	0,69
	Rechtecke	0,28	0,82	0,64	0,27	0,96	0,77
	Linien	0,38	0,71	0,58	0,29	0,87	0,70
Σ	Polygone	0,46	0,89	0,69	0,50	0,99	0,79
	Rechtecke	0,50	0,90	0,72	0,51	0,98	0,79
	Linien	0,49	0,93	0,74	0,56	1,13	0,90

Die jeweils geringste Stabw. ist farblich hervorgehoben.

Die Auswertungsmethoden **Polygone** und **Rechtecke** weisen die geringsten Standardabweichungen auf. Die Polygon-Methode behält dabei gegenüber den Rechtecken insgesamt die Mehrheit der geringsten Standardabweichungen und weist den besten Zusammenhang mit der Rektaltemperatur auf. Die Polygone zeigen hier die geringsten Streuungen.

Zur Überprüfung der berechneten Unterschiede zwischen den verschiedenen Auswertungsmethoden dient ein **Kruskal-Wallis-Test**. Dieser ergibt signifikante Ergebnisse. Außerdem weisen die Polygon- und Rechteck-Methoden ähnliche und gegenüber den Linien bessere Rang-Ergebnisse auf (siehe **Tab. 6**).

Tab. 6: Überprüfung der in Tab. 5 berechneten Unterschiede von Stabw (RektalT - FI-DsT) zwischen den verschiedenen Auswertungsmethoden auf statistische Signifikanz ($n = 85$) mithilfe eines **Kruskal-Wallis-Tests** ($\alpha = 0,05$):

Viertel	Methode	Mittlerer Rang	p-Wert
HL	Polygone	119,3	0,001
	Rechtecke	112,3	
	Linien	152,4	
HR	Polygone	118,9	0,002
	Rechtecke	114,0	
	Linien	151,2	

Ein Vergleich zwischen einzelnen Auswertungsmethoden auf statistische Signifikanz mittels **Mann-Whitney-U** ergibt lediglich zwischen Polygonen und Rechtecken (bei beiden Vierteln) keine signifikanten Unterschiede (**Tab. 7**), was wiederum zeigt, dass diese beiden Auswertungsmethoden ähnliche Messergebnisse liefern. Die Linien-Methode weist auch in diesem Vergleich die größte Standardabweichung auf.

Tab. 7: Überprüfung der Unterschiede zwischen den einzelnen Auswertungsmethoden ($n = 85$) auf statistische Signifikanz mithilfe eines **Mann-Whitney-U-Tests** ($\alpha = 0,05$):

Methoden	Mittlerer Rang HL	p (HL)	Mittlerer Rang HR	p (HR)
Polygone ↔ Rech.	Poly: 88,1	0,48	Poly: 87,2	0,66
	Rechtecke: 82,9		Rechtecke: 83,8	
Polygone ↔ Linien	Poly: 74,2	0,003	Poly: 74,7	0,004
	Linien: 96,8		Linien: 96,3	
Rechtecke ↔ Linien	Rechtecke: 72,41	0,001	Rechtecke: 73,2	0,001
	Linien: 98,59		Linien: 97,84	

5.2.1.3 Bestimmung der Präzision:

5.2.1.3.1 Präzisionsbestimmung zur Favorisierung einer der drei Auswertungsmethoden:

Die errechneten durchschnittlichen Variationskoeffizienten der genannten Messwerte der MastVt vor der Infektion ($n = 75$) sind in **Tab. 8** zusammengefasst. Zudem werden die Koeffizienten mithilfe von **Boxplots** einerseits getrennt nach Messwert (Min, Max, Max – Min, DsT) und Euterviertel in **Anhang 2a** und andererseits getrennt für jedes Einzeltier und Euterviertel in **Anhang 2b** dargestellt.

Tab. 8: Median, 1. und 3. Quartil der durchschnittlichen VC's der Messwerte Min, Max, Max - Min und DsT der drei verschiedenen Auswertungsmethoden der Euterviertel HL und HR in % ($n = 75$):

		Euterviertel HL			Euterviertel HR		
Methode	Messwert	Median	1. Quartil	3. Quartil	Median	1. Quartil	3. Quartil
Poly-gone	Min	0,34	0,18	0,60	0,29	0,17	0,45
	Max	0,15	0,15	0,27	0,16	0,15	0,27
	Max - Min	3,46	2,04	6,40	3,33	1,88	4,65
	DsT	0,16	0,00	0,16	0,16	0,00	0,16
Rechtecke	Min	0,28	0,16	0,44	0,17	0,17	0,34
	Max	0,15	0,15	0,27	0,16	0,15	0,31
	Max - Min	3,18	2,04	4,72	3,36	2,17	5,59
	DsT	0,16	0,16	0,27	0,16	0,00	0,17
Linien	Min	0,29	0,16	0,45	0,17	0,16	0,35
	Max	0,16	0,16	0,31	0,16	0,14	0,28
	Max - Min	5,15	3,15	8,48	5,88	3,46	9,09
	DsT	0,16	0,06	0,17	0,16	0,05	0,16

Die jeweils geringsten Werte für Median, 1. und 3. Quartil sind farblich hervorgehoben.

Tab. 8 verdeutlicht bei beiden Eutervierteln und allen Auswertungsmethoden eine sehr große Streuung innerhalb der Max - Min-Werte. Die Graphiken in **Anhang 2a** veranschaulichen diesen Sachverhalt zusätzlich. Aus diesem Grund werden Werte der **Max - Min** bei weiteren Berechnungen nicht mehr berücksichtigt. Die Max- und DsT-Messwerte

weisen im Vergleich zu den Werten der Min geringere Variationsbreiten auf, wobei die DsT-Werte insgesamt eine noch geringere Streuung zeigen als die diejenigen der Max.

Die Graphiken in **Anhang 2b** (ohne Max-Min) veranschaulichen zusätzlich, dass die Min-Temperaturen bei nahezu allen Tieren und allen Auswertungsmethoden die größte Variationsbreite aufweisen. Deshalb werden die Werte der **Min** zwar noch in die folgenden Berechnungen der grundlegenden statistischen Methoden aufgenommen, in den weiterführenden statistischen Analysen der eug- und MastVt jedoch nicht mehr erwähnt.

Eine zusätzliche **Boxplot-Analyse** fasst die Einzeltier-Graphiken (n = 75) aus Anhang 2b zusammen (**Abb. 6 und 7**):

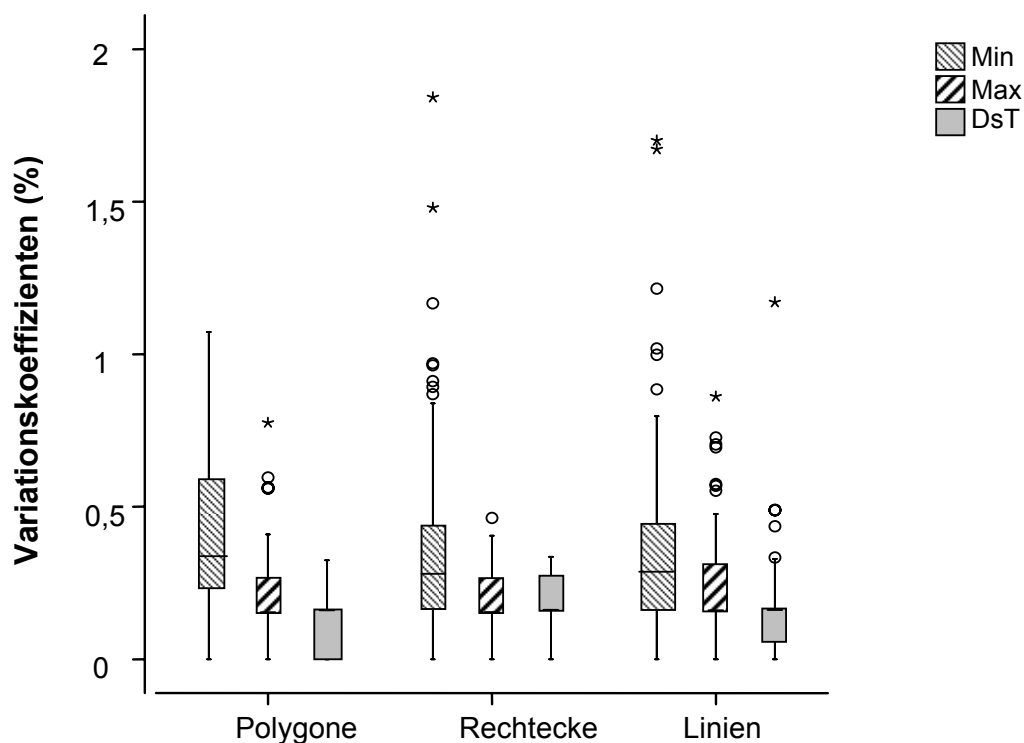


Abb. 6: Streuung der Variationskoeffizienten HL pro Auswertungstool (n = 75).

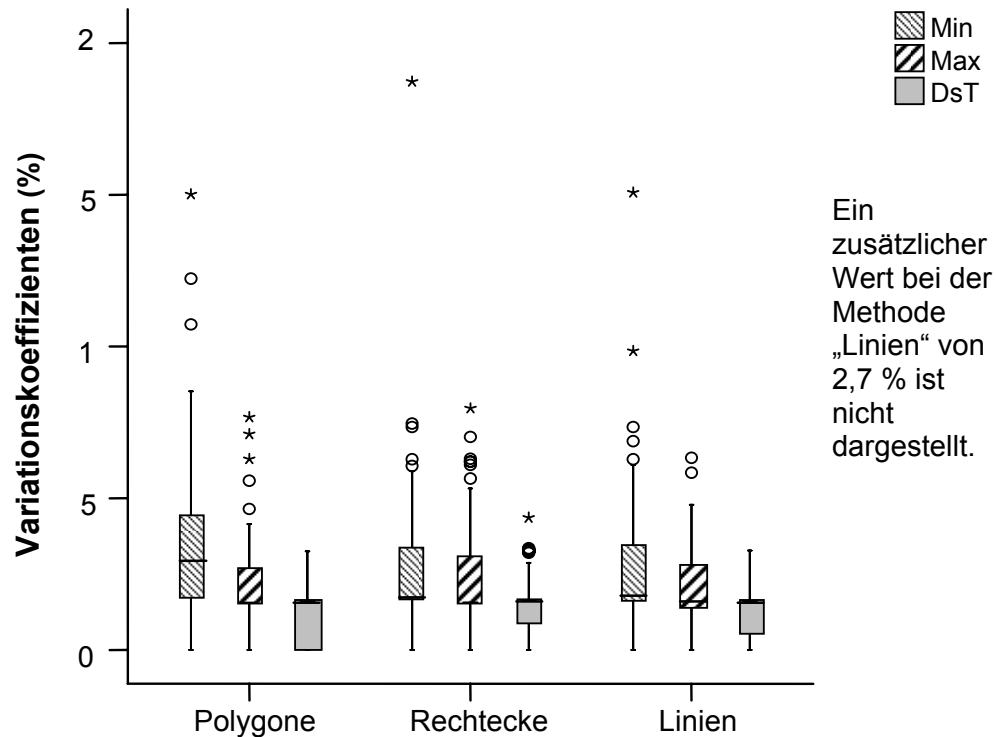


Abb. 7: Streuung der Variationskoeffizienten HR pro Auswertungstool (n = 75).

Alle Auswertungsmethoden zeigen in den Graphiken ähnlich geringe Streuungen, was bedeutet, dass alle Methoden statistisch ähnlich präzise sind. Ein **Kruskal-Wallis-Test (Tab. 9)** auf Signifikanz der Unterschiede zwischen den Variationskoeffizienten der verschiedenen Auswertungsmethoden (n = 75) ergibt vor allem HL signifikante Ergebnisse ($p \leq 0,005$) innerhalb der Min- und Max-Werte. HR unterscheiden sich die drei Auswertungsmethoden lediglich innerhalb der Min-Werte signifikant. Durch Tab. 9 wird anhand der mittleren Ränge wiederum nicht eindeutig geklärt, welche Auswertungsmethode die präzisesten Messwerte (Min, Max, DsT) erzeugt, wobei die Polygone und Rechtecke insgesamt etwas bessere Ergebnisse aufweisen.

Tab. 9: Überprüfung der Signifikanz der Unterschiede der VC's zwischen den verschiedenen Auswertungsmethoden (n = 75) mithilfe des **Kruskal-Wallis-Tests** ($\alpha = 0,05$):

				Kruskal-Wallis-Test
Euterviertel	Messwert	Methode	Mittlerer Rang	p-Werte
HL	Min	Polygone	133,01	0,005
		Rechtecke	102,81	
		Linien	103,18	
	Max	Polygone	102,67	<0,001
		Rechtecke	99,51	
		Linien	136,82	
	DsT	Polygone	99,07	0,030
		Rechtecke	127,07	
		Linien	112,85	
HR	Min	Polygone	132,22	0,005
		Rechtecke	108,37	
		Linien	98,41	
	Max	Polygone	110,93	0,874
		Rechtecke	116,13	
		Linien	111,95	
	DsT	Polygone	111,53	0,672
		Rechtecke	118,26	
		Linien	109,21	

Fazit der Präzisionsberechnungen:

Die Ergebnisse der Präzisionsberechnungen und die errechneten Standardabweichungen favorisieren keine Auswertungsmethode eindeutig als präziseste Methode. Statistisch sind alle drei Methoden ähnlich präzise. In weitere statistische Analysen der eug- und MastVt soll jedoch nur eine Auswertungsmethode in die Berechnungen einbezogen werden: Es soll diejenige Methode weiter verwendet werden, die möglichst bei allen Tieren präzise und praktikabel ist. Beide Vorraussetzungen erfüllen letztendlich die „Polygone“ am ehesten: Diese Methode beinhaltet im Vergleich die geringste Anzahl an Ausreißern (HL: 5 und HR: 8; Rechtecke → HL: 9 und HR: 15; Linien → HL: 19 und HR: 8) Sie ist außerdem bei allen Euterformen problemlos einsetzbar und somit das praktikabelste Auswertungstool. **Im weiteren Verlauf der statistischen Auswertungen der eug- und MastVt werden deshalb nur noch die Flächen-Messwerte der Polygone berücksichtigt.**

5.2.1.3.2 Präzisionsberechnungen innerhalb der Polygon-Methode zur

Bestimmung der präzisesten Messwerte (Min, Max oder DsT):

Vergleich der durchschnittlichen Variationskoeffizienten der jeweils drei Messwerte für Min, Max und DsT pro Messzeitpunkt innerhalb der Auswertungsmethode „Polygone“ aller Versuchstiere (eugVt und MastVt vor der Infektion) ohne Trennung von HL und HR (n = 544):

Die geringste Streuung und somit beste Präzision (durchschnittlicher VC \pm Standardabweichung des VC) zeigen die **DsT**-Messwerte mit 0,12 % \pm 0,09, im Vergleich zu den Max- und Min-Werten (0,19 % \pm 0,14 und 0,29 % \pm 0,21). Diese Ergebnisse decken sich mit den Erkenntnissen der Variationsberechnungen des vorigen Abschnitts und **Anhang 2a** und **b**. Das Vorliegen signifikanter Unterschiede zwischen der Präzision der Messwerte Min, Max und DsT beider Euterviertel klären ein **Kruskal-Wallis-Test** (n = 544) als übergeordneter Gruppentest sowie ein **Mann-Whitney-U-Test** (n = 544), der die einzelnen Messwerte auf signifikante Unterschiede überprüft (**Tab. 10**):

Tab. 10: Überprüfung der Unterschiede zwischen den Messwerten Min, Max und DsT der Auswertungsmethode „Polygone“ auf statistische Signifikanz (n = 544) mittels **Kruskal-Wallis-** und **Mann-Whitney-U-Test** ($\alpha = 0,05$):

Kruskal-Wallis:		
Messwert	Mittlerer Rang	p-Wert
Min	1139,6	< 0,001
Max	685,0	
DsT	626,9	
Mann-Whitney-U:		
Min ↔ Max	Min: 677,3	< 0,001
	Max: 411,7	
Min ↔ DsT	Min: 732,8	< 0,001
	DsT: 356,2	
Max ↔ DsT	Max: 545,8	0,89
	DsT: 543,2	

Alle getesteten Messwerte der Polygone unterscheiden sich im Kruskal-Wallis-Test signifikant. Im speziellen Vergleich von Max- und DsT-Werten werden keine signifikanten Unterschiede (Mann-Whitney-U) zwischen den beiden Messwerten erhalten. Der Test bestätigt die Beobachtung, dass die Max- und DsT-Werte weniger streuen als die Min-Werte. **Deshalb werden für weiterführende statistische Untersuchungen nur noch die Werte der Max und DsT verwendet.**

5.2.2 Ergebnisse der infrarotthermographischen Untersuchungen an eutergesunden Tieren:

5.2.2.1 Temperaturschwankungen im Tagesverlauf („Zirkadianes Muster“):

Die bereits erwähnten Diagramme, erstellt aus den Flächen-Messwerten der Polygon-Auswertungsmethode, in **Anhang 3**, die die Temperaturverläufe jedes einzelnen Versuchstieres (16 eugVt) innerhalb von 24 Stunden darstellen, zeigen deutliche individuelle Unterschiede. Die FI-Max-Werte sind dabei in geringerem Ausmaß Schwankungen unterworfen als die FI-DsT- und FI-Min-Werte. Grundsätzlich verlaufen die Kurven der FI-Max- und FI-DsT-Werte bei HL und HR mit nur geringen Abweichungen voneinander.

Abb. 8 fasst die Flächen-Messwerte aller eutergesunden Tiere (Mittelwerte; $n = 16$) zusammen: Die Körpertemperatur variiert hierbei durchschnittlich bei den eutergesunden Tieren innerhalb einer Schwankungsbreite von $0,4\text{ °C}$ ($\pm 0,1\text{ °C}$). Die Oberflächentemperatur der Hinterviertel variiert bei den FI-Max um durchschnittlich (Durchschnitt aller eugVt) $0,5\text{ °C}$ ($\pm 0,1\text{ °C}$), bei den FI-DsT um durchschnittlich $0,9\text{ °C}$ ($\pm 0,2\text{ °C}$) im Verlauf eines Tages. Bei den FI-Max, FI-Min und FI-DsT sind deutliche und gleichgerichtete Temperaturverläufe erkennbar. Die Kurve der FI-Max-Werte ist dem Verlauf der Rektaltemperatur am ähnlichsten. Die Rektaltemperatur beträgt durchschnittlich $38,5\text{ °C}$ ($\pm 0,3\text{ °C}$). Im Durchschnitt liegt die Rektaltemperatur um $0,8\text{ °C}$ ($\pm 0,1\text{ °C}$) höher als die FI-Max- und um $2,5\text{ °C}$ ($\pm 0,2\text{ °C}$) höher als die FI-DsT-Werte (Durchschnitt der durchschnittlichen Differenz zwischen Rektaltemperatur und FI-Max oder FI-DsT zu jedem Messzeitpunkt).

Die durchschnittliche Umgebungstemperatur (der eugVt zu allen Messzeitpunkten) scheint die gemessenen Wärmeparameter der Tiere nicht zu beeinflussen.

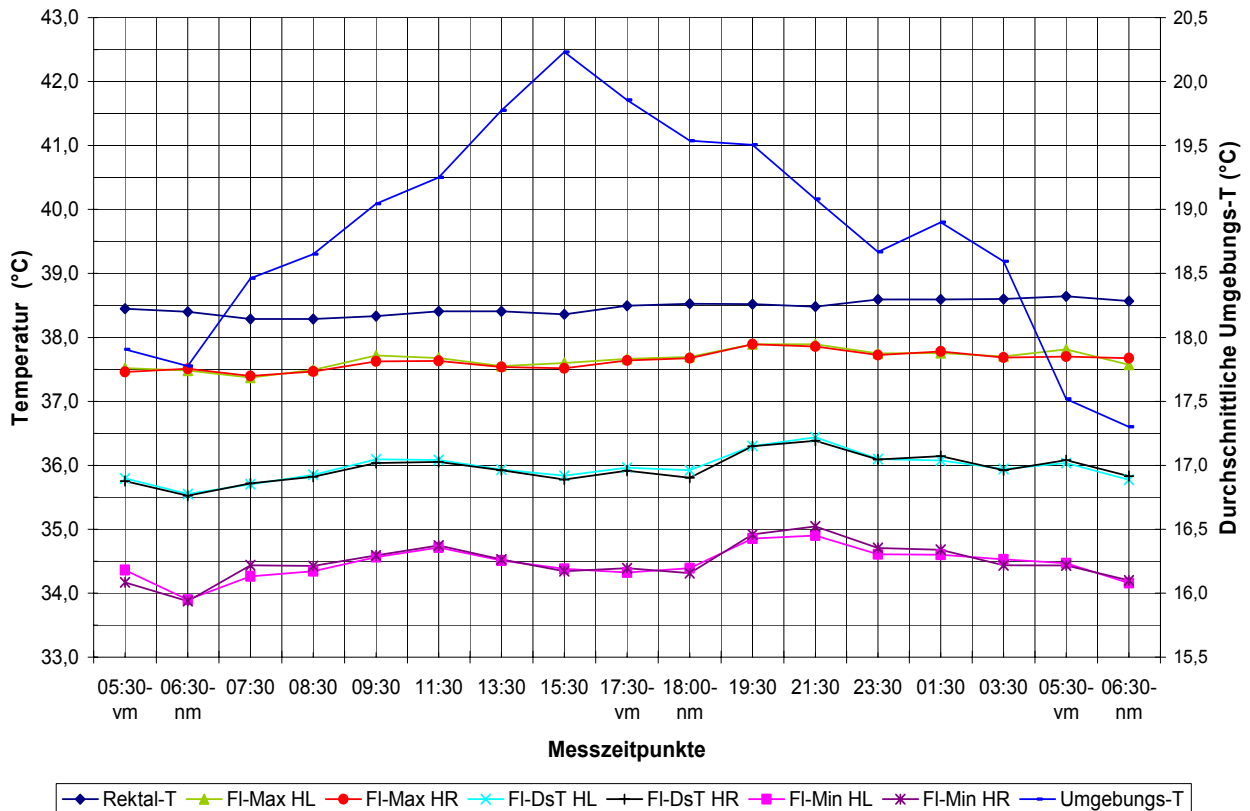


Abb. 8: Rektal und thermographisch an der Euterhaut ermittelte Temperaturen (Mittelwerte) von eutergesunden Tieren (n = 16).

5.2.2.1.1 Temperaturvariation zu einzelnen Messzeitpunkten im Verlauf von 24 Stunden:

Hierzu werden 16 **Varianzen (%)** (n = 16 eugVt) der jeweils 15 Flächen-Messwerte (15 Messzeitpunkte während 24 Stunden) für FI-Max- (VC_Max-HL und -HR) und FI-DsT (VC_DsT-HL und -HR) berechnet und davon die minimale, maximale und durchschnittliche Varianz sowie deren Standardabweichung tabellarisch dargestellt (**Tab. 11**):

Tab. 11: Minimale, maximale und durchschnittliche Variationskoeffizienten (%) sowie Standardabweichung der FI-Max und FI-DsT eutergesunder Tiere (n = 16) im Verlauf von 24 Stunden zur Darstellung der Temperaturschwankungen der Hinterviertel zu den einzelnen Messzeitpunkten:

	Minimum	Maximum	Mittelwert	Stabw.
VC_Max-HL	0,63	1,25	0,88	0,14
VC_Max-HR	0,62	1,33	0,89	0,15
VC_DsT-HL	0,81	2,07	1,16	0,32
VC_DsT-HR	0,80	1,89	1,23	0,31

Die FI-Max-Werte der beiden Euterhälften weisen deutlich geringere Temperaturschwankungen im Tagesverlauf auf als die FI-DsT-Werte. Die Abweichung der Flächen-Maxima beträgt bei den 16 Probandinnen bis zu 1,3 % des Mittelwertes über 24 h, die Flächen-DsT variiert um bis zu 2 % (z.B. 2% von 37°C). Eine **Boxplot**-Graphik veranschaulicht diesen Sachverhalt (**Abb. 9**):

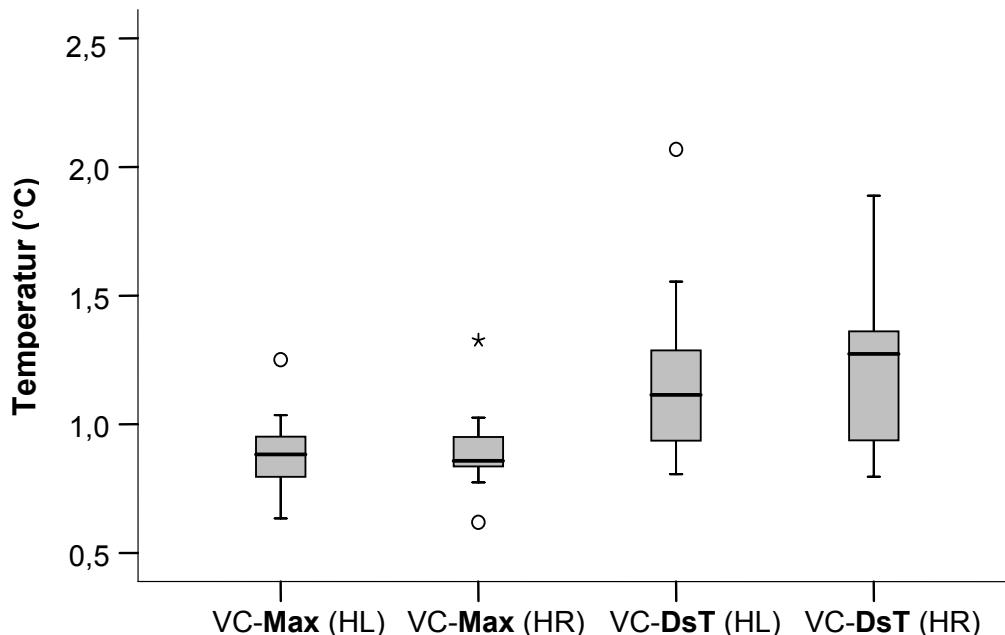


Abb. 9: Variation infrarotthermographischer Messungen an den Hintervierteln zur Verdeutlichung der Temperaturschwankungen an den Hintervierteln eutergesunder Tiere (n = 16) zu den einzelnen Messzeitpunkten innerhalb von 24 Stunden.

5.2.2.1.2 Temperaturschwankungen zu bestimmten Tageszeiten:

Wie viele Tiere über oder unter der errechneten Mittelwertlinie TiDsT der FI-Max- und FI-DsT-Werte sowie der Rektaltemperatur liegen zeigt **Tab. 12**:

Tab. 12: Anzahl eutergesunder Tiere über oder unter (-) der tierindividuellen Tagesdurchschnittstemperatur (getrennt nach HL und HR) zur Veranschaulichung der Temperaturschwankungen zu bestimmten Tageszeiten:

Messung	Max-HL	DsT-HL	Max-HR	DsT-HR	RektalT
05:30	-6	-10	-10	-8	4
06:30	-12	-12	0	-12	2
07:30	-10	-4	-8	-2	-8
08:30	-12	-8	-10	-8	-10
09:30	0	4	2	0	-8
11:30	2	7	0	6	0
13:30	2	-2	-2	-5	0
15:30	-8	-6	-6	-8	-4
17:30	-2	-4	0	-3	6
18:00	6	-2	6	-2	6
19:30	10	10	8	10	6
21:30	14	12	14	12	2
23:30	6	4	7	6	12
01:30	6	2	8	8	8
03:30	-3	-4	3	-4	6

Einige der insgesamt 16 untersuchten Tiere weisen morgens tiefere und abends höhere Temperaturen an der Euteroberfläche auf. D.h. zwischen 05:30 h und 08:30 h liegt die Mehrzahl der Tiere unter ihrem Tagesdurchschnitt, zwischen 19:30 h und 21:30 h jedoch darüber. Auch der Verlauf der Rektaltemperatur zeigt ein morgendliches Tief und ein nächtliches Hoch, allerdings gegenüber der Eutertemperatur zeitlich um ca. 2 Stunden nach hinten versetzt.

Welchen Schwankungen die Oberflächen-Temperatur gesunder Hinterviertel im Verlauf eines Tages im Durchschnitt unterworfen ist, zeigt **Abb. 10**. Die Berechnungen gehen dabei wiederum von der erwähnten tierindividuellen Tagesdurchschnittstemperatur (TiDsT) aus. Aus der Graphik wird ersichtlich, dass die Tiere (n = 16) im Durchschnitt morgens

eine niedrigere Temperatur der Euterhaut aufweisen. Abends weisen die Probandinnen durchschnittlich höhere Temperaturen auf. Die beiden Euterviertel HL und HR sind zudem in gleichem Ausmaß Temperaturveränderungen unterworfen, was der sehr ähnliche Verlauf der jeweiligen Kurven veranschaulicht. Die FI-DsT-Werte zeigen hierbei stärkere Auslenkungen als die FI-Max-Temperaturen. Die tägliche durchschnittliche Schwankungsbreite der Euterhaut-Temperatur beträgt bei den FI-Max HL 0,52 °C und HR 0,50 °C. Die FI-DsT der eutergesunden Tiere schwanken HL täglich um durchschnittlich 0,89 °C und HR um 0,86 °C. Ein Maximum von $+0,45 \pm 0,58$ °C wird dabei um 21:30 Uhr und ein Minimum von $-0,42 \pm 0,39$ °C um 06:30 Uhr erreicht, im Vergleich zu TiDsT.

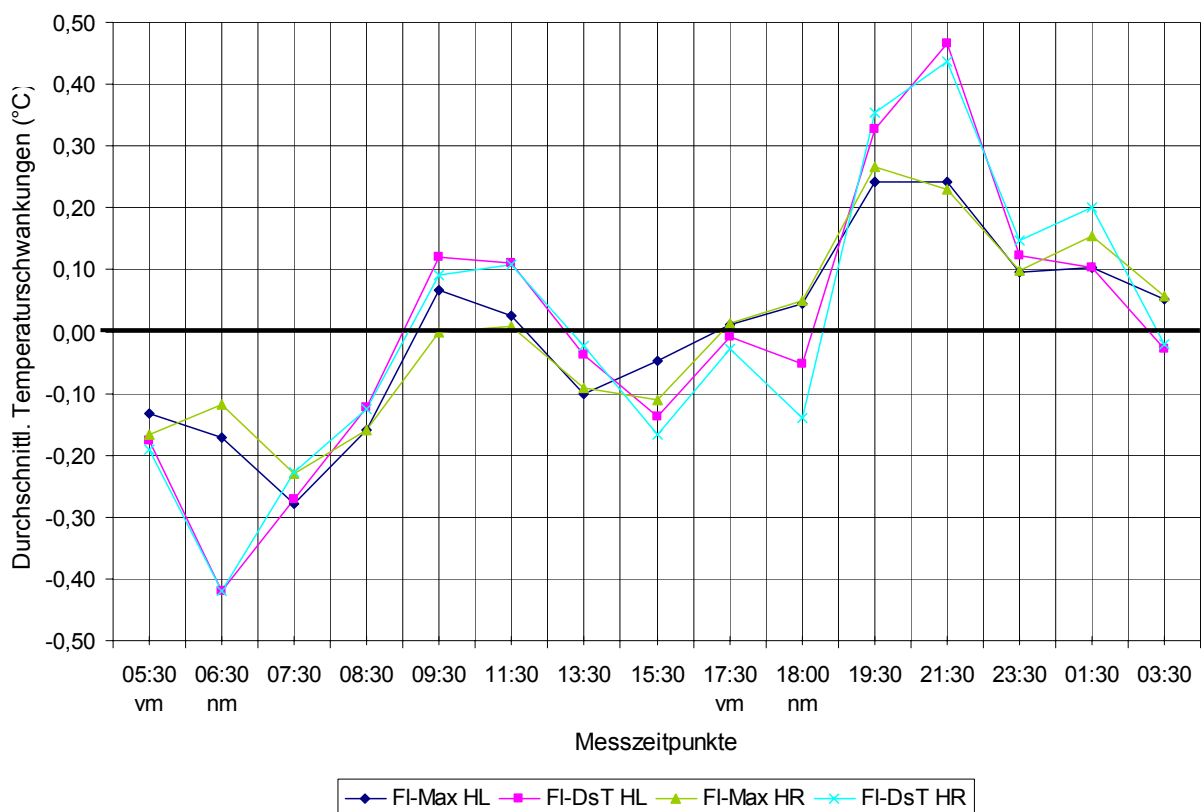


Abb. 10: Durchschnittliche Schwankungen der Oberflächen-Temperatur der Hinterviertel eutergesunder Tiere (n = 16) im Verlauf von 24 h (0 = TiDsT).

5.2.2.2 Temperaturabweichungen der Euterviertel HR und HL voneinander im Verlauf von 24 Stunden:

Die Ergebnisse der Berechnungen der Temperaturdifferenzen von FI-Max und FI-DsT von HL und HR (Diff_Max und Diff_DsT) zeigt **Tab. 13**.

Tab. 13: Maximale und durchschnittliche Temperaturabweichungen (mit Standardabweichung) von Max-HR und Max-HL (Diff_Max) sowie DsT-HR und DsT-HL (Diff_DsT) in °C (absolute Zahlenwerte) eutergesunder Tiere zur Veranschaulichung der Temperaturabweichungen der Euterhälften voneinander im Verlauf von 24 Stunden (n = 272):

	Maximum	Mittelwert	Stabw.
Diff_Max	0,60	0,12	0,12
Diff_DsT	0,73	0,17	0,13

Ergebnisse der zugehörigen Boxplot-Graphiken (tier- und zeitbezogen), die in **Anhang 4** aufgeführt sind: Die Mediane der Einzeltier- als auch der zeitbezogenen Boxplots liegen meist im Bereich um 0 °C (außer bei Tier 1013 II und 1940 in der tierbezogenen Diff_DsT-Graphik), was meist nur geringe Temperaturabweichungen zwischen linkem und rechtem Viertel voneinander im Verlauf des Tages zeigt. Die FI-Max-Werte der beiden Euterviertel differieren dabei in geringerem Maße voneinander als die Werte der FI-DsT. Liegt eine Box unter der 0 °C-Linie, ist HL wärmer als HR, über der 0-Linie sind die Verhältnisse umgekehrt. Die Unterschiede zwischen HL und HR sind mehr vom einzelnen Tier als vom zeitlichen Verlauf abhängig.

Die Ergebnisse der Überprüfung der berechneten Differenzen auf statistische Signifikanz (Wilcoxon-Test) sind in **Tab. 14** aufgeführt:

Tab. 14: Differenzen der FI-Max oder FI-DsT zwischen den beiden Eutervierteln (°C) eutergesunder Tiere (n = 16) sowie **Wilcoxon-Test** zur Überprüfung der statistischen Signifikanz der Unterschiede (p-Werte):

Zeit	Diff Max (HR - HL) (p)	Diff DsT (HR - HL) (p)
05:30	-0,06 (0,35)	-0,04 (0,68)
06:30	0,03 (0,39)	-0,03 (0,64)
07:30	0,02 (0,33)	0,01 (0,95)
08:30	-0,02 (1,00)	-0,03 (0,42)
09:30	-0,09 (0,12)	-0,06 (0,18)
11:30	-0,04 (0,43)	-0,03 (0,73)
13:30	-0,01 (0,42)	-0,01 (0,71)
15:30	-0,09 (0,05)	-0,06 (0,64)
17:30	-0,02 (0,52)	-0,05 (0,52)
18:00	-0,02 (0,46)	-0,12 (0,02)
19:30	0,00 (0,67)	0,00 (0,98)
21:30	-0,04 (0,24)	-0,06 (0,29)
23:30	-0,02 (0,45)	-0,01 (1,00)
01:30	0,03 (0,73)	0,07 (0,39)
03:30	-0,02 (0,78)	-0,02 (0,61)
05:30 II	-0,11 (0,04)	0,04 (0,45)
06:30 II	0,10 (0,13)	0,06 (0,35)

Es besteht nahezu kaum ein signifikanter Unterschied zwischen den Werten der FI-Max und FI-DsT von HL und HR, da lediglich drei Ergebnisse im Bereich der Signifikanzgrenze von $\alpha = 0,05$ liegen.

Ein **Wilcoxon-Test** der durchschnittlichen Differenzen der FI-Max- oder -DsT-Werte aller Messzeitpunkte zusammen liefert mit $p = 0,649$ (FI-Max) und $p = 0,679$ (FI-DsT) ebenfalls kein signifikantes Ergebnis.

Dieses Ergebnis bildet die Grundlage dafür, dass die beiden Hinterviertel bei Infektion eines Hinterviertels verglichen werden können.

5.2.2.3 Einfluss des Melkaktes auf die Temperatur der Euterhaut eutergesunder Tiere:

Inwiefern zweimal tägliches Melken (morgens: 06:00h; abends: 18:00h) die Temperatur der Euteroberfläche der Hinterviertel eutergesunder Tiere ($n = 16$) beeinflusst, zeigen die angeführte **Boxplot**-Graphik (**Abb. 11**) sowie ein **Wilcoxon-Test** (**Tab. 15**).

5.2.2.3.1 Differenzen zwischen den Messwerten FI-Max und FI-DsT vor und nach dem Melken:

Es wird die Tendenz sichtbar, dass die Temperatur der Euteroberfläche zu den verschiedenen Melkzeiten in unterschiedlicher Weise beeinflusst wird (**Abb. 11**). Morgens sind die Temperaturspannen, in denen sich die Differenzwerte bewegen sowohl in den FI-Max- als auch FI-DsT-Werten allgemein breiter, was einer höheren Variation der Temperaturen bei einzelnen Tieren ($n = 16$) entspricht. Der Milchentzug wirkt sich auf beide Euterviertel ähnlich aus, da die Mediane, Boxes und Whiskers der jeweiligen Werte für HL und HR ähnlich positioniert sind (bei m2-Max etwas undeutlicher). Abb. 11 zeigt außerdem anhand der Position der Mediane bei den morgendlichen Melkakten eine Tendenz zur Temperatursenkung (außer m1-Max), abends hingegen scheint die Euteroberflächentemperatur durch das Melken anzusteigen.

Die durchschnittliche Differenz zwischen vor und nach dem Melken der FI-Max-Werte aller Melkakte insgesamt ($n = 104$) beträgt $-0,05\text{ °C}$, die FI-DsT-Werte sinken durch das Melken durchschnittlich um $0,21\text{ °C}$. Das bedeutet: Im Mittel wird die Oberflächentemperatur der Hinterviertel nur gering durch den Melkakt beeinflusst. Letztendlich bleibt die Reaktion der Euterhaut durch die Stimulation des Melkvorgangs allerdings individuell verschieden, da Einzeltiere Schwankungsbreiten bis $-1,37\text{ °C}$ (m2HLMaX) und $+1,0\text{ °C}$ (m2HRMaX) aufweisen.

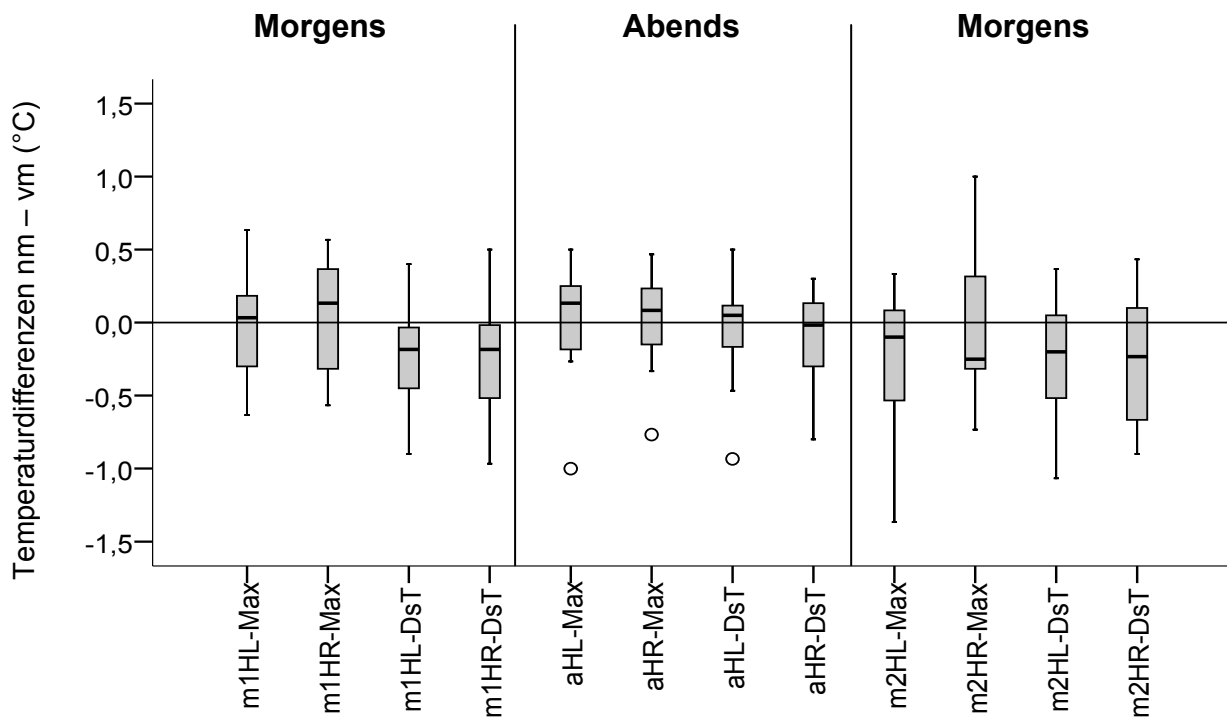


Abb. 11: Temperaturdifferenzen zwischen vor und nach dem Melken der FI-**Max**- und FI-**DsT**-Werte der Oberfläche beider Hinterviertel zur Überprüfung des Einflusses des Melkaktes auf die Temperatur der Euteroberfläche bei eutergesunden Tieren:

Abkürzungen in Abb. 11:

Morgendlicher Melkakt 1 = m1 (= Messung 2 - 1 → siehe Messprotokoll);

Abendlicher Melkakt = a (= Messung 10 - 9);

Morgendlicher Melkakt 2 am Folgetag = m2 (= Messung 17 - 16).

5.2.2.3.2 Überprüfung der Differenzen zwischen den Messwerten FI-Max und FI-DsT vor und nach dem Melkakt auf statistische Signifikanz:

Der zusätzlich durchgeführte **Wilcoxon-Test** (Tab. 15) zur Klärung der statistischen Signifikanz der Temperaturunterschiede von vor und nach dem Melkakt ($\alpha = 0,05$) demonstriert zweimal und bei beiden Vierteln signifikante Unterschiede zwischen den FI-**DsT**-Werten vor und nach den beiden morgendlichen Melkakten. In der Mehrzahl der Fälle und vor allem bei den FI-Max-Werten zeigen sich nach dem Melken allerdings keine signifikanten Temperaturunterschiede zu vor dem Melkakt.

Tab. 15: Mediane Temperaturdifferenzen (FI-Max/FI-DsT) von nach dem Melken (nm) - vor dem Melken (vm) in °C und **Wilcoxon-Test** zur Überprüfung der Signifikanz der Unterschiede zwischen den FI-Max- und FI-DsT-Werten vor und nach dem Melken bei eutergesunden Kühen (p-Werte):

Testpaare	nm - vm (°C)	(p)
FI-Max (m1nHL - m1vHL)	0,00	(0,45)
FI-Max (m1nHR - m1vHR)	0,10	(0,91)
FI-DsT (m1nHL - m1vHL)	-0,22	(0,004)
FI-DsT (m1nHR - m1vHR)	-0,25	(0,01)
FI-Max (anHL - avHL)	0,13	(0,41)
FI-Max (anHR - avHR)	0,83	(0,41)
FI-DsT (anHL - avHL)	0,05	(0,82)
FI-DsT (anHR - avHR)	-0,02	(0,37)
FI-Max (m2nHL - m2vHL)	-0,10	(0,06)
FI-Max (m2nHR - m2vHR)	-0,25	(0,52)
FI-DsT (m2nHL - m2vHL)	-0,20	(0,02)
FI-DsT (m2nHR - m2vHR)	-0,23	(0,03)

Abkürzungen in Tab. 15:

Morgendlicher Melkakt 1 = m1 (= Messzeitpunkten 2 - 1 → siehe Messprotokoll);

Abendlicher Melkakt = a (entspricht den Messungen 10 - 9); *Morgendlicher*

Melkakt 2 am Folgetag = m2 (entspricht den Messungen 17 - 16);

v = vor Melken; n = nach Melken

5.2.2.4 Zusammenhang zwischen der Rektaltemperatur, Umgebungstemperatur, Luftfeuchtigkeit und der Temperatur der Euterhaut bei eutergesunden Tieren:

Die Diagramme über die Temperaturverläufe der eutergesunden Tiere in **Anhang 3** zeigen bereits, dass Rektal- und Euteroberflächentemperatur bei mehreren Tieren einen gleichgerichteten Verlauf zeigen. Die Rektaltemperatur beträgt durchschnittlich 38,5 °C (± 0,3). Im Durchschnitt

liegt die Rektaltemperatur um 0,8 °C ($\pm 0,1$) höher als die FI-Max- und um 2,5 °C ($\pm 0,2$) höher als die FI-DsT-Werte.

Welcher statistische Zusammenhang tatsächlich zwischen der Rektaltemperatur sowie der Umgebung der Versuchstiere und der Temperatur der Oberfläche beider Euterviertel (FI-Max und FI-DsT) besteht, klärt die Berechnung von **gemischten Modellen**:

In einem gemischten Modell mit der Rektal-, Umgebungstemperatur, Luftfeuchtigkeit als unabhängige sowie den FI-Max- und FI-DsT-Werten aller eutergesunden Versuchstiere ($n = 16$) und beider Euterviertel als abhängige Variablen führen lediglich **Rektal-** und **Umgebungstemperatur** zu signifikanten Ergebnissen ($p < 0,001$). Die Luftfeuchtigkeit (Max: $p = 0,09$; DsT: $p = 0,86$) hat somit keinen Einfluss auf die FI-Max- und FI-DsT-Werte der Oberfläche der Hinterviertel bei eutergesunden Tieren und werden rechnerisch weiter nicht berücksichtigt. Die unabhängige Variable Tier ist nicht signifikant und wird deshalb aus dem endgültigen Modell entfernt.

Es lassen sich folgende Gleichungen erstellen:

Euteroberflächentemperatur von Euterhintervierteln:

$$FI-Max = 7,32 + 0,774 * Rektal-T + 0,03 * Umgebungs-T$$

$$FI-DsT = 5,35 + 0,762 * Rektal-T + 0,069 * Umgebungs-T$$

Aus den Gleichungen geht hervor, dass die Umgebungstemperatur einen wesentlich geringeren Einfluss auf die Oberflächentemperatur (FI-Max) beider Viertel ausübt als die Rektaltemperatur.

5.2.3 Ergebnisse der infrarotthermographischen Untersuchungen an Tieren mit induzierter Mastitis:

5.2.3.1 Temperaturverläufe der Flächen-Messwerte der Polygon- (sowie Rechteck- und Linien-) Tools und Verlauf der Rektaltemperatur der Tiere mit induzierter Mastitis vor und nach der Infektion → siehe **Anhang 1**:

Anhand der Präzisionsberechnungen wird gezeigt, dass das Polygon-Tool eine präzise sowie aufgrund der Erfahrungen der Autorin die praktikabelste Auswertungsmethode darstellt. Dennoch soll hier auch kurz auf die Temperaturverläufe der beiden anderen Methoden (Rechtecke, Linien) eingegangen werden:

Die Temperaturverläufe der FI-Min-, FI-Max- und FI-DsT-Werte beider Euterviertel der Auswertungsmethoden **Polygone** und **Rechtecke** sind dem Verlauf der Rektaltemperatur am ähnlichsten und weisen die geringsten Temperaturschwankungen auf. Dabei folgen v.a. die FI-Max-Werte mit gewissen Schwankungen dem Verlauf der Körpertemperatur. Grundsätzlich verlaufen die Kurven der FI-Max- und FI-DsT-Werte bei HL und HR vor der Infektion mit nur geringen Abweichungen voneinander (FI-Max durchschnittlich 0,2 °C; FI-DsT durchschnittlich 0,4 °C) und mit Ähnlichkeit zum Verlauf der Rektaltemperatur. Wenige Stunden nach der Infektion ändert sich an diesem gemeinsamen Verlauf nichts. Acht bis 10 Stunden nach Induktion der Infektion HR beginnen die Linien der FI-DsT-Werte in unterschiedlichem Maß zu divergieren: Die FI-DsT-Messwerte des nicht infizierten Viertels HL folgen dabei dem weiteren Anstieg der FI-Max und der Rektaltemperatur, die FI-DsT-Werte HR bleiben auf einem niedrigeren Niveau. Die Divergenz von HR und HL nach der Infektion beträgt maximal 2,0 °C. Gegen 19 bis 21 Stunden p.i. (01:30/03:30 Uhr) nähern sich die Linien der FI-DsT-Werte von HR und HL wieder an. Bei den FI-Max sind kaum oder keine infektionsbedingten Divergenzen zwischen den Vierteln erkennbar. Die FI-Min-Werte unterliegen allgemein starken Schwankungen, was ihre Aussagekraft einschränkt.

Die Auswertungsmethode **Linien** erfasst nur einen sehr geringen Teil des Geschehens an der Euterhaut. Die Divergenz zwischen HR und HL wird

zwar auch bei dieser Methode deutlich, durch die vergleichsweise starken Schwankungen aber weniger aussagekräftig.

Die Rektaltemperatur beträgt **nach** der Infektion durchschnittlich (Durchschnitt der MastVt (n = 5) nach Infektion) 39,2 °C ($\pm 1,1$ °C). Im Durchschnitt liegt die Rektaltemperatur **nach** der Infektion um 1,06 °C ($\pm 0,6$ °C) höher als die FI-Max_HL, um 1,03 °C ($\pm 0,6$ °C) höher als die FI-Max_HR sowie um 2,87 ($\pm 0,9$ °C) (HL) und 3,11 °C ($\pm 1,0$ °C) (HR) höher als die FI-DsT-Werte.

Ein CMT zum Zeitpunkt 12 und 24 Stunden nach der Infektion ergibt bei allen Tieren am infizierten Viertel erhöhte Zellzahlen. Das Sekret ist vor allem 24 Stunden p.i. durch Flockenbildung verändert.

5.2.3.2 Vergleich Referenztag mit Infektionstag:

5.2.3.2.1 Verlaufsdiagramme der Differenzen der FI-Max- und FI-DsT-Messwerte von Infektions- und Referenztag:

Die **Verlaufsdiagramme** der Differenzwerte der FI-Max- und FI-Ds-Temperaturen aller Tiere (n = 5) zwischen Infektions- und Referenztag sind aus **Abb. 12 - 15** ersichtlich.

(Abbildungen siehe folgende Seiten)

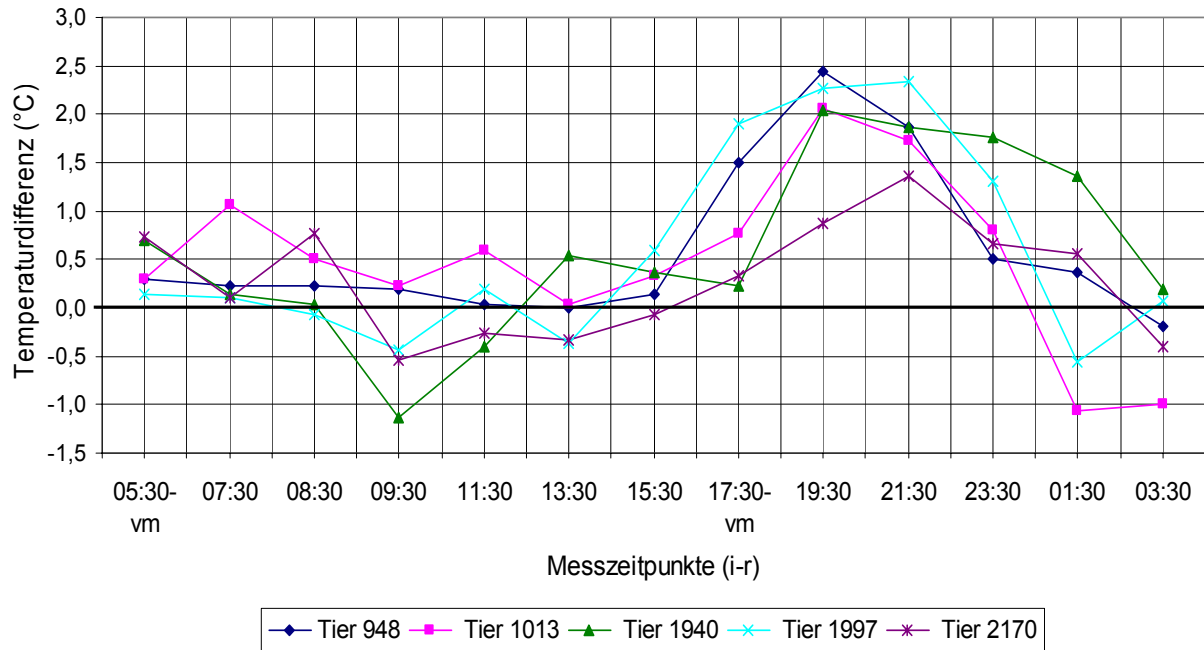


Abb. 12: Differenzen der FI-Max-Temperaturen von Infektionstag - Referenztag des nicht infizierten Euterviertels HL (Placebo) der Versuchstiere mit induzierter Mastitis.

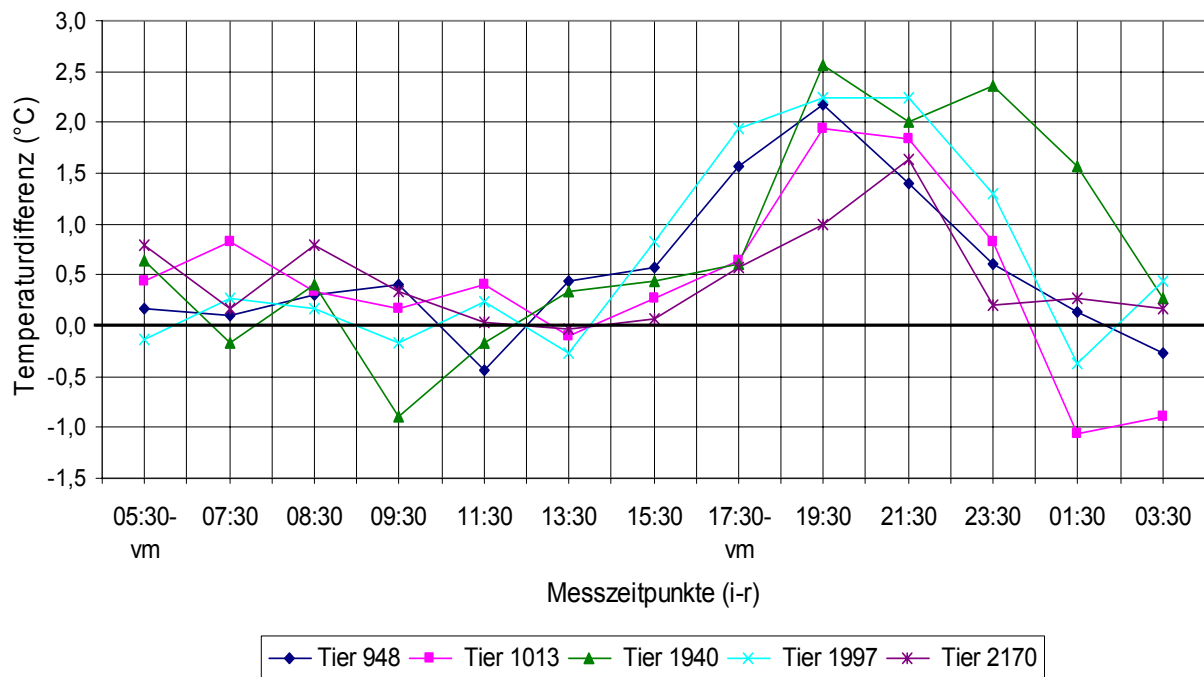


Abb. 13: Differenzen der FI-Max-Temperaturen von Infektionstag - Referenztag des infizierten Euterviertels HR (E. coli) der Versuchstiere mit induzierter Mastitis.

Ergebnisse (FI-Max): Es ist eine deutliche zeitliche Dynamik erkennbar. Dabei sind in der Ausprägung der Veränderungen wiederum keine großen Unterschiede zwischen HL (Placebo) und HR (infiziert) zu sehen, da die Kurven insgesamt einen sehr ähnlichen Verlauf zeigen. Bis zu den Messzeitpunkten 13:30/15:30 h (7 - 9 Stunden p.i.) liegen die Differenzwerte im Bereich von $\pm 1,0$, danach erfolgt ein deutlicher Anstieg aller Kurven in den Bereich $> 1,0$ (bis $2,5\text{ }^{\circ}\text{C}$), was eine Erhöhung der Temperatur beider Hinterviertel am Infektionstag nach 15:30 h, also 9 Stunden nach der Infektion, demonstriert. Die Tiere erreichen dabei zu unterschiedlichen Messzeiten individuell einen (bei Tier 1940 HR zwei) Peak(s), bevor die Temperaturen ab 21:30 h oder 23:30 h (15 oder 17 Stunden p.i.) auf Ausgangswerte um 0 oder darunter zurückfallen.

Die FI-DsT-Werte liefern ein anderes Bild der Situation:

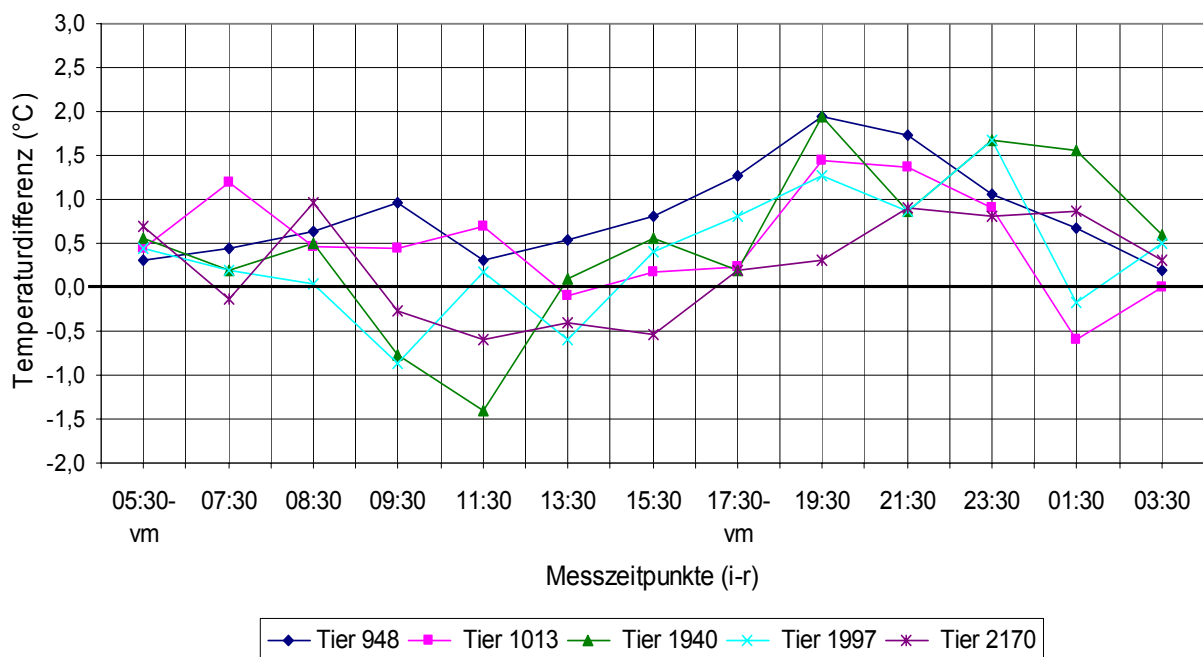


Abb. 14: Differenzen der FI-DsT-Werte von Infektionstag - Referenztag des nicht infizierten Euterviertels HL (Placebo) der Versuchstiere mit induzierter Mastitis.

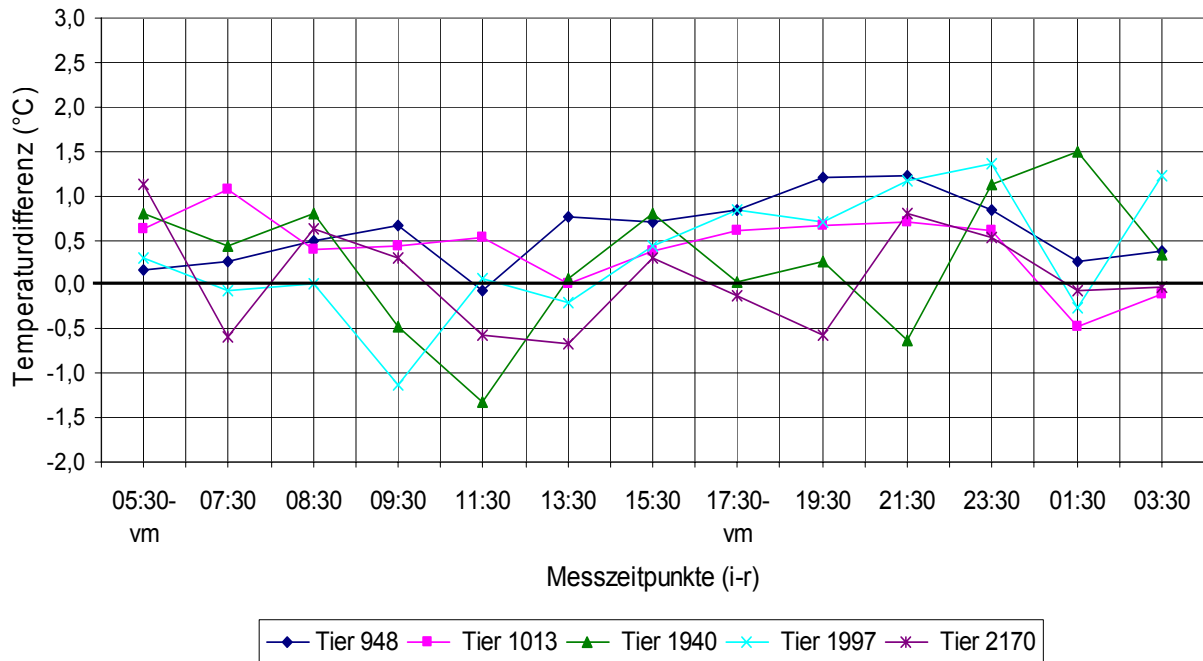


Abb. 15: Differenzen der FI-DsT-Werte von Infektionstag - Referenztag des infizierten Euterviertels HR (*E. coli*) der Versuchstiere mit induzierter Mastitis.

Ergebnisse (FI-DsT): Bei der Darstellung der Differenzen der FI-DsT-Werte ist der zeitliche Verlauf wesentlich schwächer ausgeprägt. Dafür fallen hier Unterschiede zwischen HL und HR auf: Es kommt bei beiden Hintervierteln bei nahezu allen Tieren am Infektionstag zu einer Erhöhung der Euteroberflächentemperatur und damit zu einer Verlagerung der Kurven in den Bereich über die 0-Linie. Diese Entwicklung ist jedoch im infizierten Viertel HR geringer und undeutlicher ausgeprägt als im Placebo-Viertel. Die Temperatur-Differenzen zwischen Referenz- und Infektionstag sind bei den FI-DsT-Werten bereits im frühen Stadium der Entzündung größer und mehr individuell abhängig als bei den FI-Max-Werten, was v.a. am infizierten Viertel eine stärkere „Streuung“ und somit einen weniger „homogenen“ Gesamteindruck aller Kurven von HR bedingt. Ein Höhepunkt oder Plateau der Differenzkurven existiert bei den FI-DsT-Werten, im Vergleich zu den Daten der FI-Max, am nicht infizierten Viertel HL nur in eingeschränktem Maß und weniger einheitlich zu den Messzeiten 19:30 h und 21:30 h (13 und 15 Stunden p.i.), HR zudem noch in individuell unterschiedlicherem Ausmaß.

5.2.3.2.2 Überprüfung der Unterschiede der FI-Max- und FI-DsT-Messwerte von Infektions- und Referenztag auf statistische Signifikanz:

Die **Wilcoxon**-Analysen, die Unterschiede zwischen der Eutertemperatur vor und nach der Infektion auf statistische Signifikanz ($\alpha = 0,05$) überprüfen, sind in **Tab. 16** und **17**, getrennt nach FI-Max und FI-DsT-Werten, dargestellt. In die Tabellen wird neben den zugehörigen Standardabweichungen auch die durchschnittliche Differenz der Rektaltemperatur von Infektionstag - Referenztag aufgenommen:

Tab. 16: Durchschnittliche Differenzen der FI-Max vor und nach der Infektion in °C (Referenztag – Infektionstag) mit Standardabweichung, **Wilcoxon-Test** zur Überprüfung der berechneten Unterschiede auf statistische Signifikanz (p-Werte) sowie Auflistung der durchschnittlichen Differenz der Rektaltemperatur von Infektionstag - Referenztag:

Messung	Stunden nach Infektion	Diff_Max HL (HLi – HLr) (p)	Stabw. von Diff_Max HL	Diff_Max HR (HRi – HRr) (p)	Stabw. von Diff_Max HR	Diff_Rektal-T
05:30-vm	-	0,43 (0,04)	0,26	0,38 (0,08)	0,37	0,38
06:30-nm	-	0,10 (0,69)	0,58	0,29 (0,50)	0,61	0,44
07:30	1	0,32 (0,04)	0,41	0,24 (0,22)	0,37	0,20
08:30	2	0,29 (0,14)	0,34	0,40 (0,04)	0,24	0,14
09:30	3	-0,33 (0,23)	0,57	-0,03 (0,89)	0,53	-0,06
11:30	5	0,03 (0,89)	0,39	0,01 (0,89)	0,33	0,08
13:30	7	-0,03 (1,00)	0,37	0,08 (0,69)	0,30	0,10
15:30	9	0,27 (0,08)	0,25	0,43 (0,04)	0,29	0,30
17:30-vm	11	0,95 (0,04)	0,73	1,06 (0,04)	0,64	1,44
18:00-nm	11,5	0,99 (0,08)	1,17	1,21 (0,08)	0,85	2,00
19:30	13	1,93 (0,04)	0,62	1,98 (0,04)	0,59	2,92
21:30	15	1,83 (0,04)	0,35	1,82 (0,04)	0,32	2,54
23:30	17	1,01 (0,04)	0,52	1,06 (0,04)	0,83	0,96
01:30	19	0,13 (0,79)	0,96	0,11 (0,89)	0,97	0,26
03:30	21	-0,27 (0,28)	0,47	-0,06 (0,89)	0,54	0,04

Farblich hervorgehoben: Temperaturerhöhung in den FI-Max-Werten und der RektalT zwischen prä und post infectionem von > 1,0 °C und statistische Signifikanz.

Die Berechnung offenbart bei den FI-Max-Werten vor allem 13 bis 17 Stunden nach der Infektion des Euterviertels HR statistisch signifikante Temperaturunterschiede zwischen Referenz- und Infektionstag mit einem Höhepunkt bei den FI-Max-Werten 13 Stunden p.i. (HL: 1,93 °C ± 0,62; HR: 1,98 ± 0,59). Diese Tendenzen sind bei den FI-Max-Werten **HR**

(infiziertes Viertel) deutlicher ausgeprägt. Die Signifikanzen der Unterschiede der FI-Max von HL und HR (infiziert) sind im zeitlichen Verlauf sehr ähnlich positioniert. Es ist erkennbar, dass die Rektaltemperatur etwas früher zu steigen und wieder zu sinken beginnt als die Euteroberflächentemperatur.

Tab. 17: Durchschnittliche Differenzen der FI-DsT vor und nach der Infektion in °C (Referenztag – Infektionstag) mit Standardabweichung, **Wilcoxon-Test** zur Überprüfung der berechneten Unterschiede auf statistische Signifikanz (p-Werte) sowie Auflistung der durchschnittlichen Differenz der Rektaltemperatur von Infektionstag - Referenztag:

Messung	Stunden nach Infektion	Diff_DsT HL (HLi – HLr) (p)	Stabw. von Diff_DsT HL	Diff_DsT HR (HRi – HRr) (p)	Stabw. von Diff_DsT HR	Diff_Rektal -T
05:30-vm	-	0,50 (0,04)	0,15	0,60 (0,04)	0,39	0,38
06:30-nm	-	0,43 (0,07)	0,49	0,53 (0,04)	0,51	0,44
07:30	1	0,38 (0,08)	0,50	0,22 (0,50)	0,62	0,20
08:30	2	0,52 (0,04)	0,33	0,47 (0,07)	0,30	0,14
09:30	3	-0,10 (0,89)	0,79	-0,04 (0,89)	0,74	-0,06
11:30	5	-0,12 (0,89)	0,84	-0,27 (0,50)	0,71	0,08
13:30	7	-0,09 (0,59)	0,44	-0,01 (1,00)	0,52	0,10
15:30	9	0,28 (0,22)	0,51	0,52 (0,04)	0,22	0,30
17:30-vm	11	0,54 (0,04)	0,48	0,43 (0,14)	0,46	1,44
18:00-nm	11,5	0,89 (0,10)	1,11	0,70 (0,35)	1,24	2,00
19:30	13	1,37 (0,04)	0,67	0,45 (0,14)	0,66	2,92
21:30	15	1,15 (0,04)	0,39	0,66 (0,08)	0,76	2,54
23:30	17	1,22 (0,04)	0,42	0,89 (0,04)	0,36	0,96
01:30	19	0,47 (0,23)	0,86	0,19 (1,00)	0,78	0,26
03:30	21	0,32 (0,07)	0,24	0,36 (0,23)	0,53	0,04

Farblich hervorgehoben: Temperaturerhöhung in den FI-DsT-Werten und der RektalT zwischen prae und post infectionem von > 1,0 °C (HL) und > 0,6 °C (HR) sowie statistische Signifikanz.

Diese Aufstellung ähnelt jener der FI-Max-Werte. Der Anstieg der DsT-Werte am nicht infizierten Viertel gipfelt allerdings früher (13 Stunden p.i.) als am infizierten Viertel. Dort erreicht die Temperatur erst 17 Stunden nach der Infektion ihren Höhepunkt (0,89 °C ± 0,36). Der Temperaturanstieg selbst ist ebenfalls am nicht infizierten Viertel HL deutlicher ausgeprägt. Die Signifikanzen der Unterschiede der FI-DsT von HL und HR (infiziert) sind im zeitlichen Verlauf wiederum sehr ähnlich

positioniert und es ist wiederum sichtbar, dass die Rektaltemperatur etwas früher zu steigen und wieder zu sinken beginnt als die Euteroberflächentemperatur.

5.2.3.2.3 Streuung der Differenzen der FI-Max-Werte von Infektions- und Referenztag:

Die auf das Einzeltier bezogenen **Boxplot**-Diagramme in **Anhang 5** zeigen, dass die Mediane der Boxes aller Tiere (MastVt, n = 5) der FI-Max-Differenzen zwischen Infektions- und Referenztag ausschließlich im Positivbereich (zwischen 0,2 und 0,5 °C) liegen. Die aufgenommenen FI-Max-Werte der Messungen nach der Infektion übersteigen also im Mittel jene des Referenztages.

Die durch Berechnung erhaltenen **Differenzwerte** (Tag 2 = Infektion minus Tag 1 = Referenz) für beide Euterviertel sind zudem in Form von **Boxplot-Graphiken** nach dem zeitlichen Verlauf (**Abb. 16**) aufgeführt:

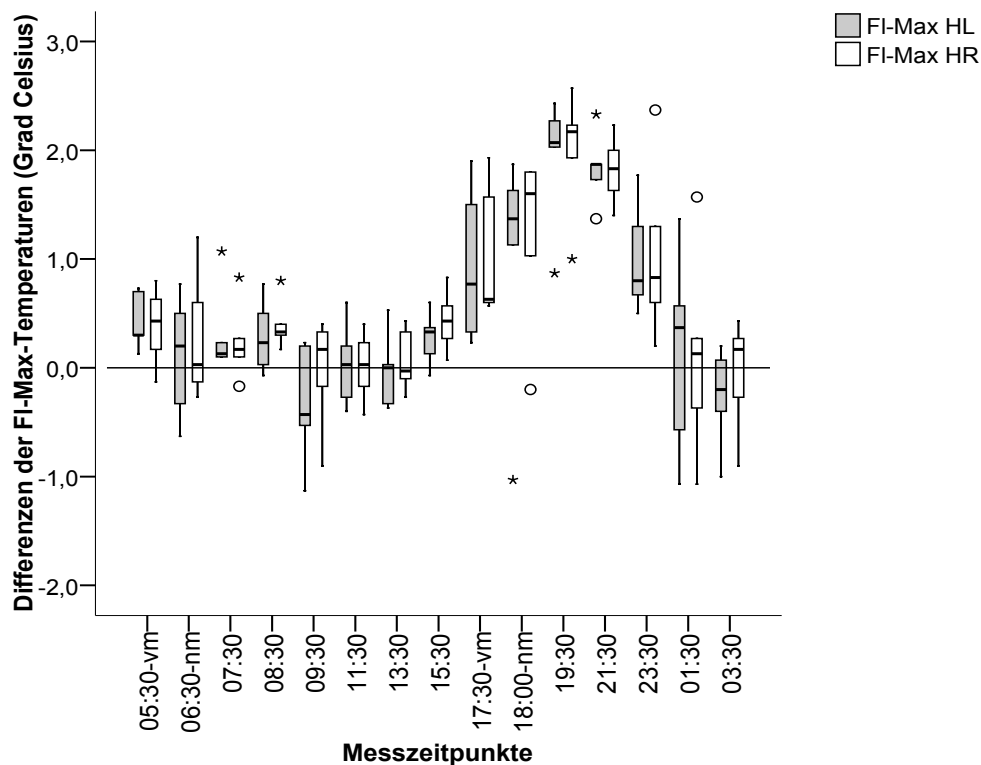


Abb. 16: Darstellung der Streuung und des Medians der Differenzen der FI-**Max**-Werte von Infektionstag - Referenztag der Euterviertel HL (Placebo) und HR (E. coli) der Tiere mit induzierter Mastitis (n = 5).

Auffällig sind der nahezu identische Verlauf der FI-Max-Werte von HL und HR sowie der ausgeprägte zeitliche Verlauf der Temperaturveränderung durch die Euterinfektion. Zunächst liegen die Boxes bei beiden Hintervierteln gleichmäßig nahe der 0-Linie, zumeist im positiven Zahlenbereich. Ab 13:30 h (7 Stunden p.i.) ist bei beiden Vierteln ein deutlicher Temperaturanstieg zu verzeichnen, der zum Messzeitpunkt 19:30 h (13 Stunden p.i.) mit bis zu 2,5 °C Unterschied zum Vortag gipfelt und gegen Morgen wieder auf seine Ausgangswerte zurückfällt. In den FI-Max-Werten ist somit kein Unterschied zwischen infiziertem und nicht infiziertem Hinterviertel am Referenz- und Infektionstag feststellbar.

5.2.3.2.4 Streuung der Differenzen der FI-DsT-Werte von Infektions- und Referenztag:

Bei den im **Anhang 5** aufgelisteten Boxplot-Graphiken der Einzeltiere fällt bei der Darstellung der Differenzen in den FI-DsT-Werten von HL und HR auf, dass die Mediane der Boxes (außer teilweise Tier 2170), wie es sich bereits für die FI-Max-Werte zeigte, ausschließlich im Positivbereich (zwischen 0,4 und 0,7 °C) liegen. Die aufgenommenen FI-DsT-Werte der Messungen nach der Infektion übersteigen also im Mittel jene des Referenztages.

Die Darstellung der FI-DsT-Differenzen von Infektionstag – Referenztag beider Euterviertel nach dem zeitlichen Verlauf führen zu folgender Darstellung (**Abb. 17**):

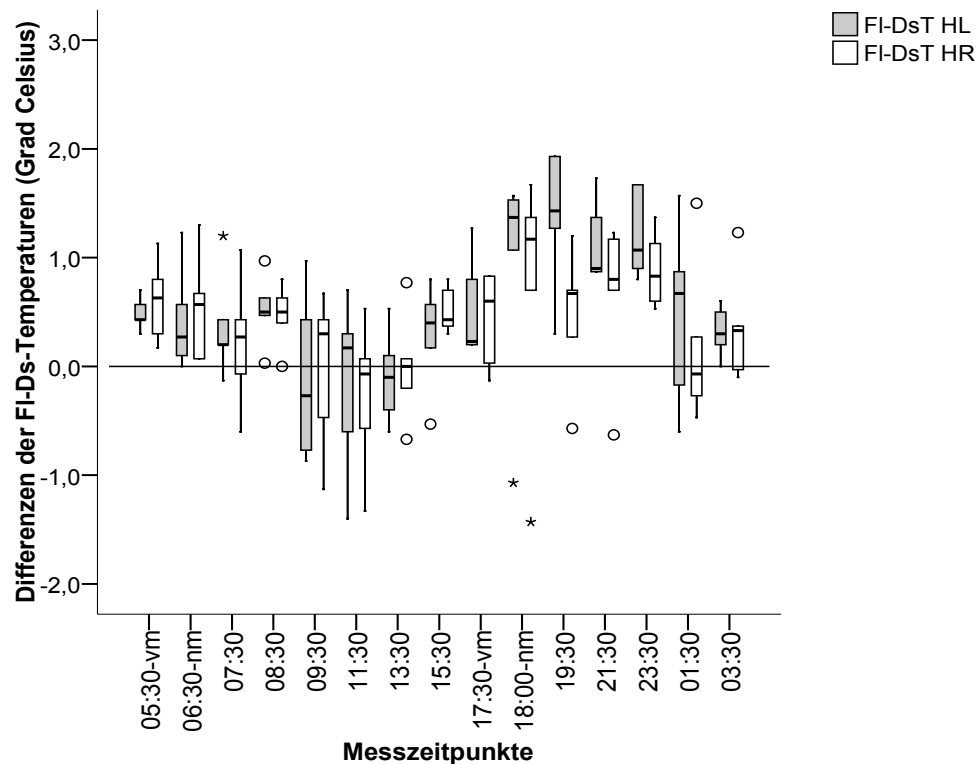


Abb. 17: Darstellung der Streuung und des Medians der Differenzen der FI-DsT-Werte von Infektionstag - Referenztag der Euterviertel HL (Placebo) und HR (E. coli) der Tiere mit induzierter Mastitis (n = 5).

Auch die FI-DsT-Werte verlaufen nach einem deutlichen zeitlichen Muster und bei beiden Hintervierteln bis ca. 18:00 h (12,5 Stunden p.i.) mit wiederum sehr ähnlich positionierten Boxes. Die Mediane liegen zunächst, wie bereits bei den FI-Max festgestellt wurde, meist im positiven Bereich um die 0-Grad-Linie. Am nicht infizierten Viertel HL kommt es wiederum ab 13:30 h (7 Stunden p.i.) zu einem deutlichen Anstieg der Temperatur, im Vergleich zu den Referenzmessungen vom Vortag. Der Höhepunkt ist zum Messzeitpunkt 19:30 h (13 Stunden p.i.) mit einem Unterschied zum Vortag von maximal 2 °C erreicht. Bis zum nächsten Morgen fallen die Temperaturdifferenzen, wie schon die Differenzwerte der FI-Max, auf ihre Ausgangswerte zurück.

Am infizierten Viertel stellt sich die Situation etwas anders dar: Auch hier kommt es ab 13:30 h (7 Stunden p.i.) zu einem Temperaturanstieg, allerdings mit flacherem Plateau sowie etwas früherem Abfall auf die Ausgangswerte. Grundsätzlich verläuft eine gedachte Kurve aus Box-Medianen bei den FI-DsT-Werten flacher als bei den Maxima.

Unterschiede zwischen infizierten und gesunden Vierteln werden nur bei Darstellung der FI-DsT-Werte deutlich.

5.2.3.3 Vergleich HR – HL (prä und post infectionem):

5.2.3.3.1 Verlauf der Differenzen der FI-Max- und FI-DsT-Messwerte zwischen den Vierteln HR und HL im Vergleich von vor und nach der Infektion HR:

Hier folgt der Vergleich der gemessenen Flächen-Temperaturwerte (FI-Max und FI-DsT) des infizierten Euterviertels (HR) mit dem nicht infizierten (Placebo) Viertel (HL). Hierbei werden die Messwerte von HR mit jenen von HL zu jedem Messzeitpunkt verglichen (HR - HL), wiederum getrennt nach FI-Max- und FI-DsT-Werten, und die Differenzwerte von vor und nach der Infektion zunächst als **Verlaufsdigramme** der einzelnen Tiere (n = 5) dargestellt (**Abb. 18** und **19**):

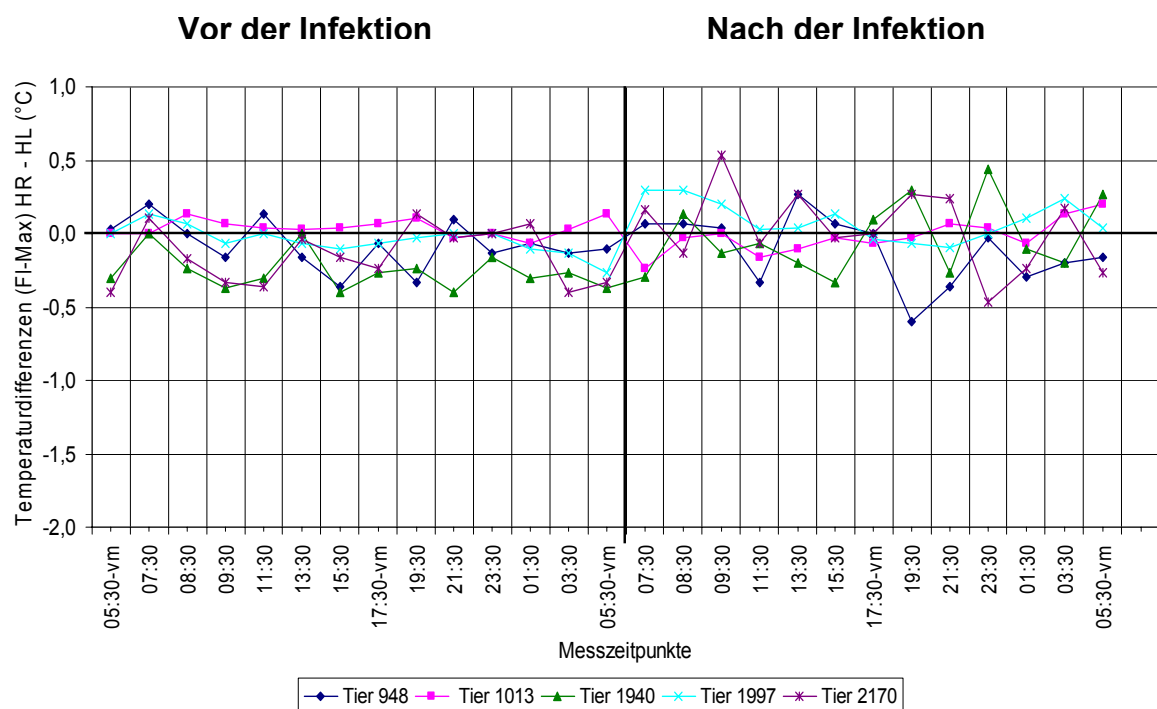


Abb. 18: Differenzen (HR - HL) der FI-Max-Temperaturen des infizierten Euterviertels **HR** (E. coli) und des nicht infizierten Euterviertels **HL** (Placebo) zu allen Messzeitpunkten.

Ergebnisse FI-Max: Vor der Infektion bewegt sich nur Tier 1013 nahe der 0-Linie. Alle anderen schwanken im negativen Differenz-Bereich, HL ist bei ihnen also bereits vor der Infektion um bis zu 0,4 °C wärmer. Nach der Infektion werden die Schwankungsbreiten innerhalb der Einzeltiere etwas größer. Es sind sowohl Trends in den Positiv-, als auch in den Negativbereich zu beobachten, die keine klare Aussage zulassen.

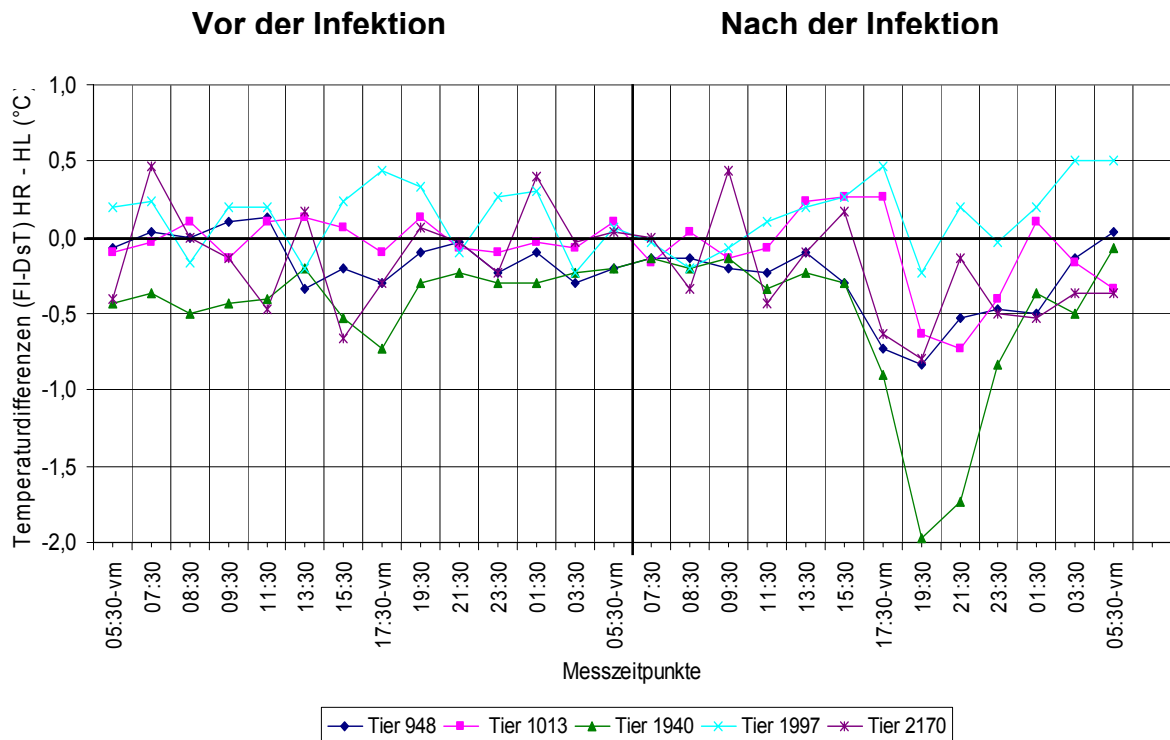


Abb. 19: Differenzen (HR - HL) der FI-DsT-Messwerte des infizierten Euterviertels HR (E. coli) und des nicht infizierten Euterviertels HL (Placebo) zu allen Messzeitpunkten.

Ergebnisse FI-DsT: Die Differenzen innerhalb der DsT-Werte zeigen deutlichere Tendenzen. Vor der Infektion schwanken die Werte ebenfalls im Bereich der 0-Linie. Post infectionem wird eine Tendenz in den negativen Differenzbereich sichtbar. Die DsT-Werte stellen Temperaturunterschiede zwischen den beiden Hintervierteln somit **wesentlich klarer** dar.

5.2.3.3.2 Überprüfung der Unterschiede der FI-Max- und FI-DsT-Messwerte der Euterviertel HL und HR zwischen vor und nach der Infektion von HR auf statistische Signifikanz:

Die Auswertung wird durch eine **Wilcoxon**-Analyse der berechneten Temperaturdifferenzen von HR – HL (**Tab. 18**) ergänzt.

Tab. 18: Durchschnittliche Differenzen zwischen den FI-Max und FI-DsT der Euterviertel HR und HL zu allen Messzeitpunkten (°C) sowie **Wilcoxon-Test** zur Signifikanz der Unterschiede zwischen HL und HR (p-Werte):

Messzeitpkt.	Stunden nach der Infektion	Diff_Max (HR – HL) (p)		Diff_DsT (HR – HL) (p)	
1r	-	-0,13	(0,29)	-0,16	(0,23)
2r	-	-0,06	(0,79)	-0,17	(0,23)
3r	-	0,09	(0,11)	0,07	(0,69)
4r	-	-0,04	(0,47)	-0,11	(0,29)
5r	-	-0,17	(0,14)	-0,08	(0,50)
6r	-	-0,10	(0,47)	-0,09	(0,69)
7r	-	-0,05	(0,14)	-0,09	(0,22)
8r	-	-0,20	(0,08)	-0,22	(0,35)
9r	-	-0,11	(0,13)	-0,20	(0,34)
10r	-	-0,06	(0,27)	-0,20	(0,13)
11r	-	-0,07	(0,50)	0,03	(0,69)
12r	-	-0,07	(0,46)	-0,09	(0,04)
13r	-	-0,06	(0,18)	-0,12	(0,34)
14r	-	-0,09	(0,13)	0,05	(0,79)
15r	-	-0,18	(0,08)	-0,17	(0,04)
1i	-	-0,19	(0,14)	-0,04	(0,68)
2i	0	0,12	(0,47)	-0,07	(0,50)
3i	1	0,00	(1,00)	-0,09	(0,07)
4i	2	0,07	(0,42)	-0,17	(0,08)
5i	3	0,13	(0,27)	-0,02	(0,50)
6i	5	-0,12	(0,08)	-0,19	(0,14)
7i	7	0,05	(0,50)	0,00	(0,89)
8i	9	-0,04	(0,89)	0,02	(0,68)
9i	11	0,00	(1,00)	-0,31	(0,23)
10i	11,5	0,15	(0,28)	-0,40	(0,23)
11i	13	-0,03	(0,89)	-0,89	(0,04)
12i	15	-0,09	(0,35)	-0,59	(0,06)
13i	17	-0,01	(0,85)	-0,45	(0,04)
14i	19	-0,12	(0,18)	-0,22	(0,23)
15i	21	0,03	(0,89)	-0,13	(0,42)
1ii	23	0,01	(0,79)	-0,05	(0,69)
2ii	24	0,19	(0,08)	-0,01	(0,89)

Durchschnittliche Differenzen < -0,3 °C sind farblich hervorgehoben.

Tab. 18 untermauert die Ergebnisse der Boxplots der Abb. 18 und 19: Die FI-Max-Werte von HR (E. coli) und HL (Placebo) unterscheiden sich vor und nach der Infektion durchschnittlich lediglich um 0,2 °C. Nach der Infektion ändert sich daran kaum etwas.

Anders die FI-DsT-Werte: Diese weisen vor der Infektion ebenfalls nur Unterschiede im Bereich von 0,2 °C auf, 11 Stunden nach der Infektion beginnen die beiden Euterviertel deutlich voneinander zu differieren, was in einem Höhepunkt 13 Stunden p.i. gipfelt. Die negativen Zahlenwerte in diesem Bereich zeigen, dass sich **HL wärmer** darstellt **als HR**. Bei einem Signifikanzniveau von $\alpha \leq 0,05$ ergeben sich bei den FI-DsT-Werten zu drei, in keinerlei Beziehung zueinander stehenden Messzeitpunkten signifikante Temperaturunterschiede zwischen HL und HR sowie signifikante Unterschiede innerhalb der FI-DsT-Werte im Bereich von 13 bis 17 Stunden p.i..

5.2.3.3 Streuung der Differenzen der FI-Max- und FI-DsT-Messwerte der Euterviertel HR und HL zwischen vor und nach der Infektion:

Die durch obige Berechnungen erhaltenen **Differenzwerte** (HR minus HL) sind in Form von **Boxplot-Graphiken** nach dem zeitlichen Verlauf in **Abb. 20** und **21** dargestellt. Die auf das Einzeltier bezogenen Boxplots sind in **Anhang 6** einzusehen.

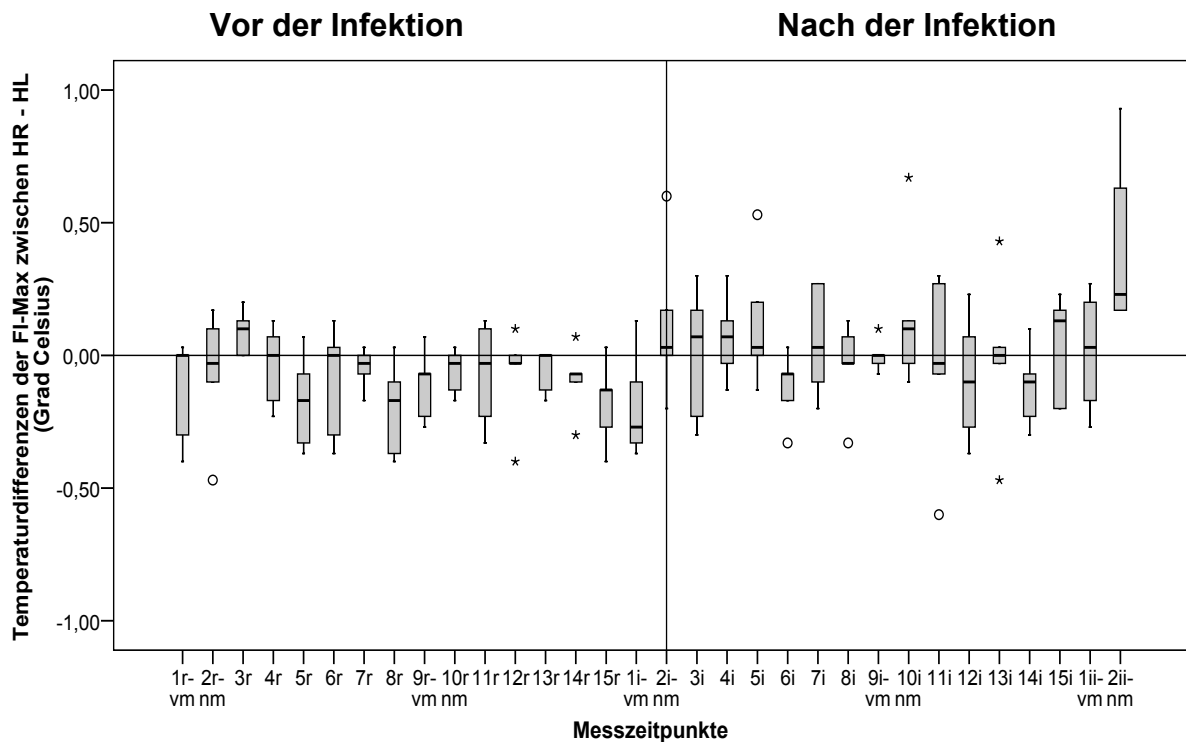


Abb. 20: Darstellung der Streuung und des Medians der Differenzen (HR - HL) der FI-Max-Temperaturen des infizierten Euterviertels **HR** (E. coli) und des nicht infizierten Euterviertels **HL** (Placebo) zu allen Messzeitpunkten.

Ergebnisse (FI-Max):

Die Mediane der Differenzen zwischen HR und HL weichen vor der Infektion stärker um den 0-Wert als bei den eutergesunden Tieren festgestellt wurde (siehe Abschnitt „Diskussion“). Dabei befinden sich die Werte vornehmlich unter der 0-Linie, was einer höheren Temperatur am Viertel HL entspricht.

Nach der Infektion ist bei den FI-Max-Werten keine klare Änderung der Temperaturverhältnisse zu erkennen. Es ist eine leichte Tendenz in den positiven Differenzbereich erkennbar. Es bestehen somit bei den FI-Max-Messwerten auch nach der Infektion kaum Temperaturunterschiede zwischen HL und HR. Sollten die Temperaturen von HL und HR durch die Euterinfektion allerdings gleichzeitig und in ähnlichem Ausmaß Änderungen unterliegen, wären die Veränderungen an den Temperaturen beider Viertel aus der Boxplot-Graphik nicht ersichtlich, da die

Differenzwerte weiterhin im Bereich von 0 liegen. Die Differenz-Analyse mithilfe der **Verlaufsdigramme** (siehe oben) beleuchtet diesen Sachverhalt.

Die Boxplots der FI-DsT-Werte verdeutlichen einen anderen Verlauf:

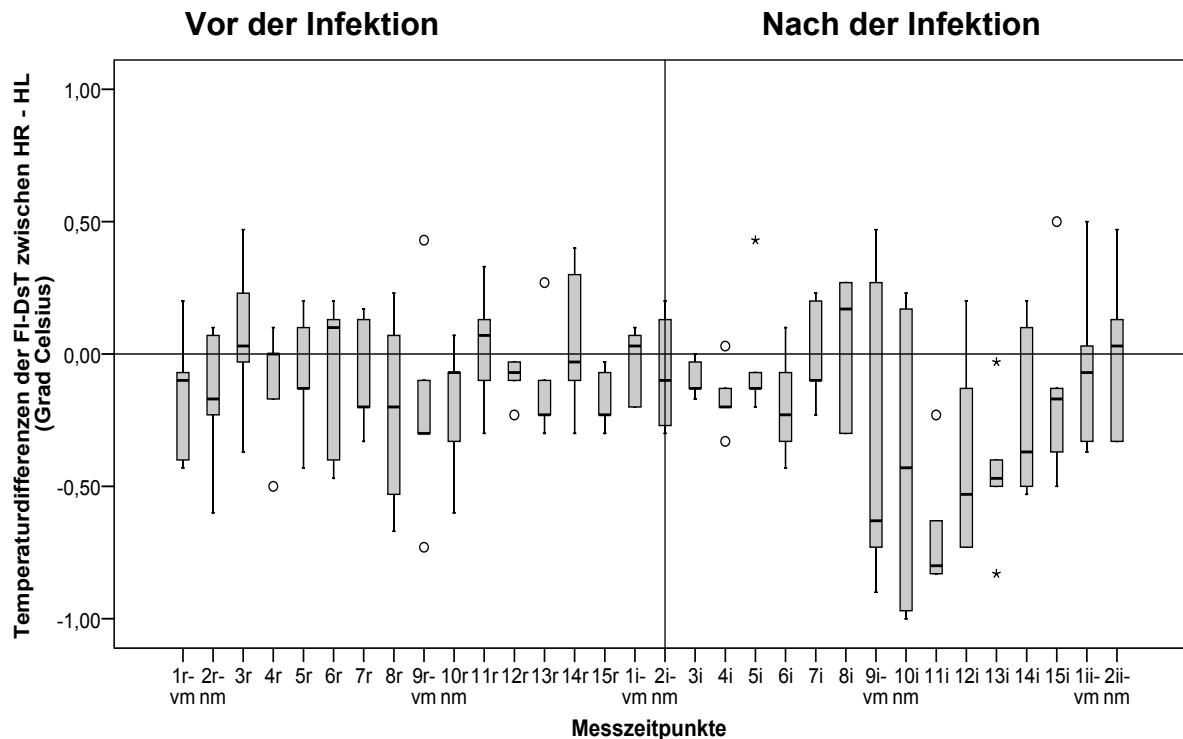


Abb. 21: Darstellung der Streuung und des Medians der Differenzen (HR - HL) der FI-DsT-Werte des infizierten Euterviertels **HR** (E. coli) und des nicht infizierten Euterviertels **HL** (Placebo) zu allen Messzeitpunkten.

Ergebnisse (FI-DsT):

Die Differenzen der FI-DsT-Werte von HL und HR lassen grundsätzlich eine etwas höhere Streuung erkennen, beschreiben aber einen deutlicheren zeitlichen Verlauf der Temperaturveränderungen nach der Infektion. Ab dem Messzeitpunkt 9i (11 Stunden p.i.) befinden sich die Mediane der Boxplots deutlich unter der 0-Linie und nähern sich über Nacht langsam wieder der 0-Grad-Grenze an. Dies zeigt, dass am nicht infizierten Viertel HL höhere Temperaturen gemessen werden als HR.

Gegen Morgen des 3. Versuchstages gleichen sich die Temperaturwerte der Hinterviertel schrittweise wieder an.

Die in **Anhang 6** aufgeführten Boxplot-Graphiken der einzelnen Versuchstiere demonstrieren bei den Differenzen der FI-Max von HL und HR wiederum keine deutlichen Abweichungen von der 0-Linie. Lediglich Tier 1940 tendiert in den negativen Differenzbereich, was einer stärkeren Erwärmung am nicht infizierten Viertel entspricht. Die Differenzen in den FI-DsT-Werten liegen, mit Ausnahme von Tier 1997, alle unter der 0-Grad-Grenze. Die Abweichungen von der 0-Linie sind bei der Darstellung der FI-DsT-Boxes deutlicher ausgeprägt als bei den FI-Max.

5.2.3.4 Schwellenwertbestimmung:

Die Berechnung des Toleranzbereichs erfolgt bezüglich des Vergleichs Referenz- und Infektionstag und des Vergleichs HR – HL getrennt:

Bezüglich Vergleich Referenz- und Infektionstag:

Die obere 95 %-Toleranzgrenze der FI-**Max**-Werte beträgt **38,77 °C**, diejenige der FI-**DsT**-Werte **37,53 °C**. Das bedeutet, dass ein Euterviertel, welches eine Flächen-Temperatur von > 38, 77 (FI-Max) oder 37,53 °C (FI-DsT) aufweist, mit einer Wahrscheinlichkeit von höchstens 5 % gesund ist, also mit 95 %-iger Wahrscheinlichkeit entzündet ist.

Innerhalb des zeitlichen Messbereichs von 13 bis 17 Stunden nach der Infektion liegt die Sensitivität bei **87 % (FI-Max)** und **60 % (FI-DsT)**.

Bezüglich Vergleich HR – HL:

Das 95 %-Toleranzintervall reicht für Differenzen zwischen HR und HL für FI-**Max**-Werte von **-0,46 bis 0,29 °C**, für FI-**DsT**-Werte von **-0,7 bis 0,49 °C**. Eine Differenz zwischen HR (infiziert) und HL (gesund) von > 0,29 (FI-Max) oder 0,49 °C (FI-DsT) (HR also > 0,29 oder 0,49 °C wärmer als HL), weist mit einer Wahrscheinlichkeit von < 2,5 % auf ein gesundes Euter hin. Eine Differenz zwischen HR und HL, die < -0,46 (FI-Max) oder -0,7 °C (FI-DsT) liegt (HR also > 0,46 oder 0,7 °C kühler als HL), weist ebenso mit einer

Wahrscheinlichkeit von < 2,5 % auf ein gesundes Euter hin. Das heißt, wenn die Differenz ober- oder unterhalb dieser Werte liegt, ist HR mit einer Wahrscheinlichkeit von 95 % entzündet.

Innerhalb des Messintervalls von 13 bis 17 Stunden nach der Infektion liegt die Sensitivität bei **27 % (FI-Max)** und **40 % (FI-DsT)**.

5.2.3.5 Einfluss des Melkaktes auf die Euterhaut von Tieren mit induzierter Mastitis:

5.2.3.5.1 Differenzen zwischen den Messwerten FI-Max/FI-DsT vor und nach dem Melkakt:

Inwiefern der maschinelle Milchentzug die Temperatur der Euteroberfläche (FI-Max, FI-DsT) der zunächst noch eutergesunden, später aber auf dem rechten hinteren Euterviertel infizierten Tiere beeinflusst, veranschaulicht die **Boxplot**-Graphik in **Abb. 22**.

Es wird die Tendenz sichtbar, dass die Temperatur der Euteroberfläche zu den verschiedenen Melkzeiten, wie bereits bei den eutergesunden Tieren, in unterschiedlicher Weise beeinflusst wird: Die Positionen der Mediane und Boxes weisen (mit wenigen Ausnahmen: m1-Max, a1HL-DsT, m3HR-Max) auf eine morgendliche Senkung und einen abendlichen Anstieg der Eutertemperatur hin, was vor allem nach der Infektion deutlich wird. Dies entspricht den Verhältnissen bei den eutergesunden Tieren.

Der Milchentzug wirkt sich ferner auf beide Euterviertel ähnlich aus, da die Mediane, Boxes und Whiskers der jeweiligen Werte für HL und HR ähnlich positioniert sind - allerdings undeutlicher als bei den Melkakt-Berechnungen der 16 eutergesunden Tiere.

Dass die Temperaturspannen, in denen sich die Differenzwerte bewegen sowohl in den FI-Max- als auch FI-DsT-Werten morgens allgemein breiter sind als abends (eugVt), kann bei den MastVt (n = 5) nicht festgestellt werden.

Die durchschnittliche Differenz zwischen vor und nach dem Melken der FI-Max-Werte aller Melkakte insgesamt ($n = 50$) liegt bei $+0,0033\text{ }^{\circ}\text{C}$, die FI-DsT-Werte sinken durch den Melkakt durchschnittlich um $-0,09\text{ }^{\circ}\text{C}$. Dabei beträgt der Durchschnitt aller Differenzen in den FI-**Max** vor der Infektion $+0,002\text{ }^{\circ}\text{C}$, nach der Infektion $+0,005\text{ }^{\circ}\text{C}$. Bei den FI-**DsT** entspricht dies $-0,2\text{ }^{\circ}\text{C}$ vor der Infektion sowie $+0,08\text{ }^{\circ}\text{C}$ nach der Infektion. Das bedeutet: Im Mittel wird die Oberflächentemperatur der Hinterviertel nur gering durch den Melkakt beeinflusst.

Letztlich bleibt die Reaktion der Euterhaut, wie bei den eutergesunden Tieren, durch die Stimulation des Melkvorgangs allerdings individuell verschieden, da Einzeltiere Schwankungsbreiten bis $-1,37\text{ }^{\circ}\text{C}$ bzw. $1,27\text{ }^{\circ}\text{C}$ aufweisen.

(Abbildung 22 siehe nächste Seite)

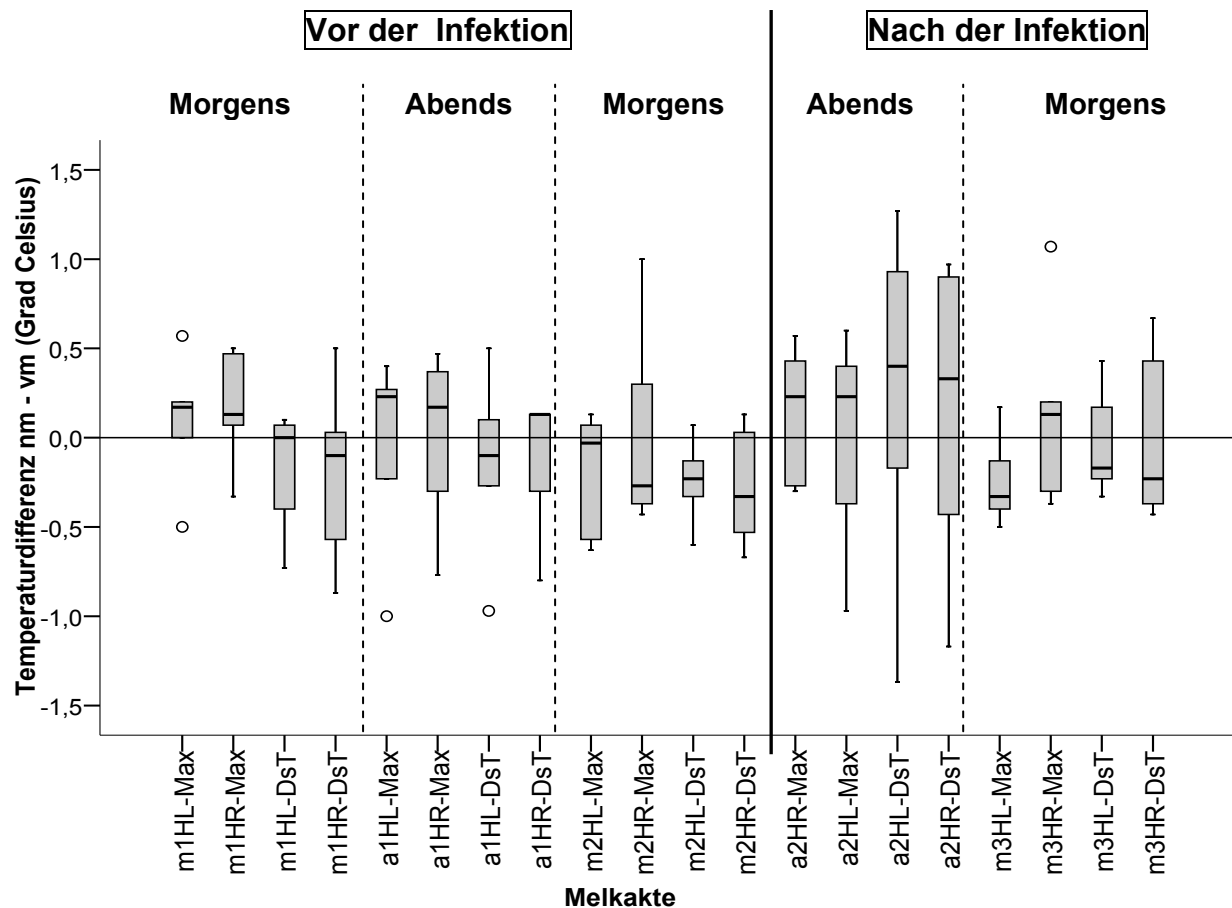


Abb. 22: Temperaturdifferenzen zwischen vor und nach dem Melken sowie vor und nach der Infektion der FI-**Max**- und FI-**DsT**-Werte der Oberfläche beider Hinterviertel zur Überprüfung des Einflusses des Melkaktes auf die Temperatur der Hautoberfläche bei Tieren mit induzierter Mastitis **HR**.

Abkürzungen in Abb. 22:

Morgendlicher Melkakt 1 = **m1** (= Messzeitpunkt 2r-nm - 1r-vm);

Abendlicher Melkakt 1 = **a1** (= 10r-nm - 9r-vm);

Morgendlicher Melkakt 2 am Folgetag = **m2** (= 2i-nm - 1i-vm);

Abendlicher Melkakt 2 = **a2** (= 10i-nm - 9i-vm) und

Morgendlicher Melkakt 3 (am 3. Tag) = **m3** (= 2ii-nm - 1ii-vm).

5.2.3.5.2 Überprüfung der Differenzen zwischen den Messwerten FI-**Max** und FI-**DsT** vor und nach dem Melkakt auf statistische Signifikanz:

Ein **Signifikanztest nach Wilcoxon (Tab. 19)** liefert keine signifikanten Unterschiede ($\alpha = 0,05$) zwischen den Temperaturen (FI-**Max**, FI-**DsT**) vor und nach dem Melken:

Tab. 19: Mediane Temperaturdifferenzen (FI-Max und FI-DsT) von nach dem Melken (nm) - vor dem Melken (vm) in °C sowie **Wilcoxon-Test** zur Überprüfung der Signifikanz der Unterschiede zwischen den FI-Max- und FI-DsT-Werten vor und nach dem Melken bei Tieren mit induzierter Mastitis HR (p-Werte):

Testpaare	nm - vm (°C) (p)	
FI-Max (m1nHL - m1vHL)	0,17	0,47
FI-Max (m1nHR - m1vHR)	0,13	0,23
FI-DsT (m1nHL - m1vHL)	0,00	0,47
FI-DsT (m1nHR - m1vHR)	-0,10	0,35
FI-Max (a1nHL - a1vHL)	0,23	0,79
FI-Max (a1nHR - a1vHR)	0,17	0,89
FI-DsT (a1nHL - a1vHL)	-0,10	0,59
FI-DsT (a1nHR - a1vHR)	0,13	0,68
FI-Max (m2nHL - m2vHL)	-0,03	0,50
FI-Max (m2nHR - m2vHR)	-0,27	0,89
FI-DsT (m2nHL - m2vHL)	-0,23	0,08
FI-DsT (m2nHR - m2vHR)	-0,33	0,23
FI-Max (a2nHL - a2vHL)	0,23	0,89
FI-Max (a2nHR - a2vHR)	0,23	0,50
FI-DsT (a2nHL - a2vHL)	0,40	0,69
FI-DsT (a2nHR - a2vHR)	0,33	0,89
FI-Max (m3nHL - m3vHL)	-0,33	0,14
FI-Max (m3nHR - m3vHR)	0,13	0,89
FI-DsT (m3nHL - m3vHL)	-0,17	0,69
FI-DsT (m3nHR - m3vHR)	-0,23	0,69

Abkürzungen in Tab. 19:

Morgendlicher Melkakt 1

= **m1** = Messung 2r-nm - 1r-vm,

Abendlicher Melkakt 1

= **a1** = 10r-nm - 9r-vm,

Morgendlicher Melkakt 2 (2. Tag)

= **m2** = 2i-nm - 1i-vm,

Abendlicher Melkakt 2

= **a2** = 10i-nm - 9i-vm und

Morgendlicher Melkakt 3 (3. Tag)

= **m3** = 2ii-nm - 1ii-vm.

v = vor dem Melken

n = nach dem Melken

5.2.3.6 Zusammenhang zwischen der Rektaltemperatur, Umgebungstemperatur, Luftfeuchtigkeit und der Temperatur der Euterhaut bei Tieren mit induzierter Mastitis:

Bei Betrachtung der Verlaufsdiagramme in **Anhang 1** fällt der nahezu parallele Verlauf von Rektaltemperatur und den FI-Max- (und FI-DsT-) Messwerten der Euteroberfläche auf. Einige Stunden nach Induktion der Mastitis HR wird dies in einem nahezu gleichzeitigen Anstieg (Messzeitpunkt 17:30 h = 11 Stunden p.i.) und späteren wieder Absinken (Messzeitpunkt 23:30/01:30 h = 17/19 Stunden p.i.) von Körper- und Eutertemperatur besonders deutlich. Die Rektaltemperatur beträgt **nach** der Infektion durchschnittlich (Durchschnitt der MastVt (n = 5) nach Infektion) 39,2 °C ($\pm 1,1$ °C). Im Durchschnitt liegt die Rektaltemperatur **nach** der Infektion um 1,06 °C ($\pm 0,6$ °C) höher als die FI-Max_HL, um 1,03 °C ($\pm 0,6$ °C) höher als die FI-Max_HR sowie um 2,87 ($\pm 0,9$ °C) (HL) und 3,11 °C ($\pm 1,0$ °C) (HR) höher als die FI-DsT-Werte.

Welcher statistische Zusammenhang zwischen der Rektaltemperatur sowie der Umgebung der Versuchstiere und der Temperatur der Oberfläche beider Euterviertel (FI-Max und FI-DsT) nach der Infektion des Viertels HR besteht, klärt die Berechnung von **gemischten Modellen** (a und b):

5.2.3.6.1 Gemischte Modelle:

- a) Gemischtes Modell der FI-Max-Werte der Euterviertel HL (Placebo) und HR (E. coli):

In einem gemischten Modell mit der Rektal-, Umgebungstemperatur und Luftfeuchtigkeit als unabhängige sowie den durchschnittlichen FI-Max-Werten aller eutergesunden Versuchstiere nach der Infektion und beider Euterviertel als abhängige Variablen führen wiederum **Rektal-** (HL und HR: $p < 0,001$) und **Umgebungstemperatur** (HL: $p = 0,009$; HR: $p = 0,031$) zu signifikanten Ergebnissen. Die Luftfeuchtigkeit (HL: $p = 0,12$; HR: $p = 0,53$) hat somit keinen Einfluss auf die FI-Max-Temperaturen der Oberfläche der Hinterviertel bei Tieren mit induzierter Mastitis und wird nicht weiter einbezogen. Die unabhängige Variable Tier ist nicht signifikant und wird

deshalb aus dem endgültigen gemischten Modell entfernt (gilt auch für b) - siehe unten).

Es lassen sich folgende Gleichungen erstellen:

Euteroberflächentemperatur von Euterhintervierteln:

$$FI\text{-Max HL} = 8,01 + 0,744 * \text{Rektal-T} + 0,056 * \text{Umgebungs-T}$$

$$FI\text{-Max HR} = 8,86 + 0,730 * \text{Rektal-T} + 0,039 * \text{Umgebungs-T}$$

Aus den Gleichungen geht hervor, dass die Umgebungstemperatur einen wesentlich geringeren Einfluss auf die Oberflächentemperatur (FI-Max) der Viertel ausübt als die Rektaltemperatur.

b) Gemischtes Modell der FI-DsT-Werte des Euterviertels **HL (Placebo)** und **HR (E. coli)**:

In einem gemischten Modell mit der Rektal-, Umgebungstemperatur und Luftfeuchtigkeit als unabhängige sowie den durchschnittlichen FI-DsT-Werten aller Versuchstiere nach der Infektion und des Euterviertels HL als abhängige Variable zeigen **HL** wiederum nur **Rektal-** und **Umgebungstemperatur** signifikante Ergebnisse ($p < 0,001$). Die Luftfeuchtigkeit ($p = 0,19$) hat somit keinen Einfluss auf die FI-DsT-Werte HL.

HR allerdings demonstrieren sowohl **Rektal-** ($p < 0,001$) und **Umgebungstemperatur** ($p = 0,033$), als auch die **Luftfeuchtigkeit** ($p = 0,041$) signifikante Ergebnisse. Somit scheinen bei den FI-DsT-Werten des infizierten Viertels nach der Infektion alle Faktoren Einfluss auf die Oberflächentemperatur zu nehmen. Die Berechnung einer **Korrelation nach Spearman** (für nicht normalverteilte Daten) zwischen den FI-DsT-Werten von HR (nach der Infektion) und der Rektal-, Umgebungstemperatur und Luftfeuchtigkeit ergibt für die Luftfeuchtigkeit mit $p = 0,25$ allerdings die geringste Korrelation (Rektal-T: $p = 0,5$; Umgebungs-T: $p = 0,38$). Aufgrunddessen wird die Luftfeuchtigkeit (wie oben) bei weiteren Berechnungen nicht miteinbezogen.

Es lassen sich folgende Gleichungen erstellen:

Euteroberflächentemperatur von Euterhintervierteln:

$$FI-DsT_{HL} = 15,85 + 0,478 * Rektal-T + 0,097 * Umgebungs-T$$

$$F-DsT_{HR} = 21,35 + 0,345 * Rektal-T + 0,066 * Umgebungs-T$$

Aus den Gleichungen geht hervor, dass die Umgebungstemperatur wie bei den FI-Max-Werten, einen wesentlich geringeren, jedoch signifikanten Einfluss auf die Oberflächentemperatur (FI-DsT) der Viertel ausübt als die Rektaltemperatur.

6. Diskussion

Ziel dieser Studie ist es, grundlegende Informationen über die Praktikabilität und diagnostische Aussagekraft eines infrarotthermographischen Messsystems am gesunden und infizierten Euter von Milchkühen zu gewinnen. Durch Klärung der im einleitenden Abschnitt erwähnten Fragestellungen sollte ein grundlegender Überblick über infrarotthermographisch erkennbare Veränderungen an der Euterhaut gesunder Tiere und von Tieren mit induzierter Mastitis erreicht werden.

6.1 Anmerkungen zur Methodik:

Die Gewinnung verlässlicher Infrarot-Daten im Stall stellt, wie bereits von SCHAEFER et al. (2004) und anderen Autoren ausgeführt wurde, eine technische und betriebliche Herausforderung dar. Das Risiko der Beeinflussung der Messergebnisse durch die Umwelt und die Patientin selbst ist in dieser Untersuchungsumgebung allgegenwärtig und die bedeutendste Schwierigkeit der Methode. Die Gestaltung einer standardisiert kontrollierten Umgebung der Probanden erfolgte mit größtmöglicher Sorgfalt unter Beachtung der in der Literatur erwähnten Erfahrungen. Dennoch sind für eine zukünftige Nutzung der Infrarot-Technologie am Rind Änderungen im Messablauf zu berücksichtigen:

Das zu untersuchende Tier sollte zur Erzielung einer gleichartigen Beinposition im Stand zu jedem einzelnen Messzeitpunkt speziell bei Verlaufsuntersuchungen noch besser fixiert werden. Ein lediglich am Hals fixiertes Rind hat zu viel Spielraum für Bewegungen, was zu Variationen in der Perspektive, Verfälschung der Ergebnisse und unnötiger Verlängerung der Untersuchung führen kann. Ob eine Kuh in zehenengem Stand ihr Euter zwischen den Hintergliedmaßen einengt oder die Milchdrüse locker in zehenweiter Beinstellung und somit ohne Beeinflussung der Hinterschenkel hält, macht gemäß den gesammelten Erfahrungen thermographisch einen Unterschied aus.

Jahreszeitliche und tageszeitliche Schwankungen der Umgebungstemperatur und Luftfeuchtigkeit im Stallabteil wurden durch geeignete Maßnahmen in einem akzeptablen Rahmen gehalten, konnten jedoch nicht völlig ausgeschaltet werden (siehe Ergebnisse der „gemischten Modelle“).

Ferner sollte zukünftig davon abgewichen werden, den Abstand zwischen Kamera und Tier pauschal auf einen gewissen Wert (hier 1,80 m) fest zu legen.

Bei kleinen Milchdrüsen wird so zu viel ungewollte Umgebung im Infrarotbild miterfasst. Das Euter sollte bei jedem Einzeltier bildfüllend und evtl. im Hochformat aufgezeichnet werden – bei Verlaufsmessungen innerhalb eines Tieres wird natürlich stets der gleiche Abstand beibehalten.

Schmutz und Feuchtigkeit auf der thermographisch zu untersuchenden Region der Haut eines Euterviertels, auch wenn es sich dabei nur um kleine Partikel handelt sowie unvollständiges oder ungleichmäßiges Entfernen (Scheren) der Euterbehaarung verfälschen in unterschiedlichem Ausmaß die sensiblen Messergebnisse.

6.2 Anmerkungen zur Auswertung von Infrarotbildern:

Hierbei steht die grundlegende Erforschung von Aufwand und Nutzen verschiedener Auswertungsmöglichkeiten im begrenzten Rahmen der Thermacam-Researcher-Software im Vordergrund. An diese Software wird der Anspruch der nahezu universellen Anwendbarkeit gestellt (vom Einsatz im Bauwesen und Industrie bis hin zur Medizin), dem sie für die Belange am Tier vor allem wegen der komplexen Umrisse nicht gerecht werden kann. Für eine schnelle und unkomplizierte Auswertung mit Erhalt robuster Ergebnisse ist die Software für die Zwecke dieser Arbeit nicht ideal. Geeignete Alternativen sind allerdings unbekannt. Bei Studium der Literatur fällt die Zurückhaltung der Autoren bezüglich der Beschreibung der Auswertung ihrer Infrarotbilder auf. Nur wenige Quellen (z.B. SCHAEFER et al., 2004) erwähnen Möglichkeiten zur standardisierten, maschinellen Auswertung und halten die Bearbeitung der Bilder in einem sehr allgemeinen oberflächlichen Rahmen. Konkrete Messwerte werden häufig nicht angegeben.

Die moderne softwaregestützte Infrarotthermografie ist eine relativ junge Disziplin, die noch viel Raum für Entwicklungen bietet. Zukünftige infrarotthermographische Studien am Euter sollten auf für die Problematik maßgeschneiderte Auswertungsprogramme zurückgreifen können. Die in dieser Arbeit getesteten Auswertungsmethoden stellen deshalb Auswertungsversuche dar, deren Ergebnisse durchaus diskussionswürdig sind. Anlass zur Diskussion geben v.a. die Randbereiche der Eutersilhouette, wo die Wärmestrahlung der Oberschenkel und des Euters aneinander grenzen. Teilweise ist die Grenze

zwischen den beiden Strukturen nur schlecht erkennbar, was die Auswertung mit nachträglich manuell eingesetzten geometrischen Tools („Polygone“) in diesem Bereich erschwert und das Risiko der Einbeziehung der teilweise unscharf abgegrenzten „Hitzezone“ zwischen Euter und Schenkel erhöht. Ferner führt die Rundung der Euter-Randbereiche evtl. zu Verfälschung von Temperaturwerten (Winkel $> 45^{\circ}\text{C}$). Zukünftig sollten diese Randbereiche von einer Software vernachlässigt werden – wie bereits bei der Auswertung mittels „Rechtecken“ versucht wurde. Die Platzierung der Rechtecke beinhaltet hier allerdings den ebenfalls unsicheren Bereich des Sulcus intermammaris, der eine vermehrt warme und nicht immer gerade verlaufende (am entzündeten und somit geschwollenen Viertel HR) Zone bildet und ein Risiko für Verfälschungen der Messwerte bietet. Eine standardisierte, mittige Platzierung der „Rechtecke“ wäre im Rahmen der verfügbaren Software nur mit sehr großem Aufwand möglich gewesen. Zukünftige Auswertungen sollten ein geometrisches Tool beinhalten, das auf den Vierteln zentral platziert werden kann, die Randbereiche und den Sulcus intermammaris ausspart, aber dennoch so viel Fläche des Euterviertels wie möglich erfasst, indem es auch an jede Eutergröße angepasst werden kann. Dies sollte in der Zukunft Gegenstand weiterführender Entwicklungen sein.

6.3 Ergebnisse:

6.3.1 Grundlegende statistische Methoden:

6.3.1.1 Präzisionsberechnungen:

Die Methode, bei der die ganze Fläche des jeweiligen Euterviertels in die Auswertung einbezogen wird (Polygone) und die Auswertungsmethode, bei der nur ein Teil der Fläche des Viertels vom System vermessen wird (Rechtecke), weisen sehr ähnliche Streuungen der Messwerte auf. Die oben beschriebene Problematik des auf den Infrarotbildern teilweise unscharf vom restlichen Euter abgegrenzten stets „wärmeren“ Bereichs im Schenkelspalt zwischen Oberschenkel und seitlichem Euter macht sich also in den Ergebnissen der Präzisionsberechnungen nicht so stark bemerkbar, wie man vielleicht erwarten würde. Im Gegenteil, die Polygone weisen geringere Standardabweichungen und weniger Ausreißer auf als die Rechtecke. Da

sie zudem die praktikabelste Auswertungsmethode darstellen, werden sie als Auswertungsmethode der Wahl favorisiert. Der ebenfalls auf manchen Bildern unklare Verlauf des Sulcus intermammarius einige Stunden nach der Infektion eines Euterviertels (Schwellung des betroffenen Viertels in unterschiedlichem Ausmaß) beeinflusst die Messwerte beider Methoden und kann somit nicht ausschlaggebend sein.

Die FI-DsT-Messwerte zeigen die geringsten Streuungen, da die FI-Max- und FI-Min-Werte „extreme“ Temperaturen am Euterviertel vertreten, die größeren Variationen unterworfen sind. Der Variation der FI-Min-Werte liegt möglicherweise das gelegentliche Erfassen von kleinen Schmutzpartikeln oder Rest-Feuchtigkeit auf der Haut zugrunde. Die FI-Max-Werte variieren, je nachdem, wie viel von der erwähnten unscharfen „Hitzezone“ im Schenkelspalt, wo die Unterscheidung zwischen Oberschenkel und Euter teilweise Schwierigkeiten bereitet, mit dem Flächen-Auswertungstool erfasst wird.

6.3.1.2 Normalverteilung der Daten:

Der KS-Test ergibt grenzwertige Ergebnisse. Auf eine Überprüfung der Daten auf Normalverteilung vor jedem einzelnen statistischen Test wurde verzichtet und pauschal auf nicht parametrische Tests zurückgegriffen. Dies führt einerseits zu geringem Informationsverlust, andererseits aber zu sicheren Ergebnissen.

6.3.2 Ergebnisse der eutergesunden Tiere:

6.3.2.1 Temperaturschwankungen im Tagesverlauf:

Die FI-Max-Werte sind im Verlauf eines Tages bei eutergesunden Tieren durchschnittlich nur geringsten Veränderungen unterworfen. Sie verlaufen im Mittel sehr konstant. Dies liegt möglicherweise in der Nähe zur Körpertemperatur begründet, die ebenfalls nur geringe Schwankungen aufweist. FI-Max-Werte werden vor allem im Schenkelspalt erfasst, wo sich die abstrahlende Wärme vom medialen Oberschenkel (annähernd

Körpertemperatur) und die Wärme des Euters gegenseitig verstärken. In diesem Bereich ist die Wärmestrahlung zudem in geringerem Maß äußeren Einflüssen ausgesetzt und hält sich im Tagesverlauf somit auf einem konstanteren Niveau als die stärker von äußeren Faktoren beeinflussten FI-DsT- und FI-Min-Werte. Generell schwankt die Euteroberflächentemperatur stärker als die Rektaltemperatur, da die Eutertemperatur als „Akre“ und somit Endstromgebiet des Blutflusses äußeren Einflüssen unterworfen ist.

Temperaturschwankungen zu bestimmten Tageszeiten:

Durch Tabelle 12 und Abbildung 10 wird belegt, dass die Euteroberflächentemperatur eutergesunder Milchkühe einem zirkadianen Rhythmus unterliegt. Diese Erkenntnis deckt sich mit den Ausführungen von BITMAN et al. (1984), BERRY et al. (2003) und KENNEDY (2004). Morgens ist die Hauttemperatur der Hinterviertel niedriger, abends höher als die mittlere Tagestemperatur von FI-Max und FI-DsT. Sechs bis acht Tiere (von insgesamt 16) weisen zum Messzeitpunkt 15:30 h eine zusätzliche Temperatursenkung auf (Tabelle 7), die in Abbildung 10 allerdings im Durchschnitt nur maximal 0,17 °C ausmacht. Zwischen 09:30 und 17:30 h sind die Abweichungen von der Mittelwertlinie bei beiden Messwerten und beiden Vierteln am geringsten, weshalb dieser Zeitraum für zukünftige Infrarotmessungen am Euter am geeignetsten erscheint. Diese Uhrzeiten sind bei automatisiertem Milchentzug mittels Melkroboter natürlich nicht immer einzuhalten. Die Zeiträume, in denen sich die Euterhaut-Temperatur im Tagesverlauf verändert, stimmen mit den Angaben von BERRY et al. (2003) nahezu überein. Die Temperaturverläufe bei KENNEDY (2004) und BITMAN (1984) können nicht nachvollzogen werden.

Die Existenz eines zirkadianen Rhythmus zwingt außerdem zu der Folgerung, dass die IRT-Messwerte zukünftig bei automatisierten Auswertungen, z.B. im Boxenlaufstall, um diese Schwankungswerte korrigiert werden sollten.

Ob ein zirkadianer Rhythmus intrinsisch (nur vom Tier abhängig) oder extrinsisch (z.B. durch Umgebungsfaktoren) gefördert wird, bleibt in dieser Arbeit ungeklärt.

6.3.2.2 Temperaturabweichungen der Euterviertel HR und HL voneinander im Verlauf von 24 Stunden:

Die Mehrheit der Versuchstiere zeigt nur geringe Temperaturabweichungen zwischen HR und HL. Die zwei Tiere (1013 II und 1940), die vor allem in den FI-DsT-Werten größere Unterschiede zwischen den Vierteln aufweisen und sich zudem über den gesamten Tagesverlauf erstrecken, können deshalb als individuelle Ausreißer betrachtet werden – dennoch müssen mögliche individuelle Besonderheiten im Temperaturverlauf bei einzelnen Tieren zukünftig immer bedacht werden.

Mit den lediglich drei signifikanten Temperaturdifferenzen zwischen HR und HL, die in Tabelle 14 dargestellt sind, verhält es sich ähnlich. Es lässt sich beim Auftreten dieser Unterschiede keinerlei Muster feststellen. Die Grundlage, dass die Temperaturen zweier Euterviertel, von denen eines infiziert werden soll, nur verglichen werden können, wenn die Temperaturen beider Viertel im gesunden Zustand nicht signifikant voneinander abweichen, ist somit nicht gefährdet.

6.3.3 Ergebnisse der Tiere mit induzierter Mastitis:

6.3.3.1 Temperaturverläufe der Flächen-Messwerte der drei Auswertungstools vor und nach der Infektion:

Der interessanteste Aspekt, der sich bereits bei Betrachtung der „rohen“ Temperaturverläufe (Anhang 1) abzeichnet und bei den weiteren Berechnungen bestätigt, ist der deutliche Temperaturanstieg des **nicht infizierten Viertels** in den FI-DsT-Werten im Vergleich zum Temperaturverlauf der FI-DsT-Werte des infizierten Viertels. **Man hätte die Verhältnisse sicher umgekehrt erwartet.** Bei den FI-Max-Werten bleibt diese Divergenz nach der Infektion, möglicherweise aufgrund der bereits erwähnten stärkeren Nähe zur Körpertemperatur aus. Diese Ergebnisse decken sich mit folgenden Angaben in der Literatur: Auch SCOTT et al. (2000) und SCHAEFER et al. (2004) erwähnen einen signifikanten Temperaturanstieg nach der Infektion beider Hinterviertel. Bei CHUDOBADROZDOWSKA et al. (1993) ist ca. sechs Stunden p.i. an den infizierten

Vierteln eine leichte Abnahme der Eutertemperatur zu verzeichnen, an den nicht infizierten, kontralateralen Vierteln hingegen eine leichte Temperaturzunahme. Bei STEPHAN et al. (1971) und SCHAEFER et al. (2004) scheint später allerdings das erkrankte Viertel wärmer. Die Erklärung für das Phänomen des Temperaturanstiegs am nicht erkrankten Viertel liegt vermutlich in einem sich in individuellem Ausmaß, **am infizierten Viertel entwickelnden subkutanen Ödem**, das die FI-Ds-Temperaturen auf niedrigerem Niveau hält. Das Ödem ist zumindest bei fortgeschrittener Ausprägung thermographisch gut als meist mittig am Euterviertel gelegene kühle Zone erkennbar (**Abb. 23**).

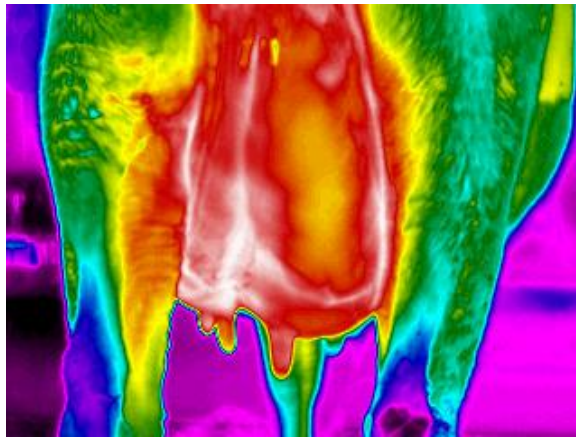


Abb. 23: Subkutanes Ödem (gelbe Zone) am infizierten Euterviertel **HR**. Ferner ist die Schwellung des entzündeten Viertels deutlich zu erkennen.

Folgender Prozess ist denkbar: Durch die Infektion HR kommt es an der Euterhaut im Rahmen des Entzündungsprozesses (Erhöhung der lokalen Durchblutung, Gefäßerweiterung, Entzündungsfaktoren) zunächst zu einem leichten Temperaturanstieg, der aufgrund unbekannter Prozesse (möglicherweise Beeinflussung durch ebenfalls steigende Rektaltemperatur, Wärmeabstrahlung vom infizierten Viertel, gesteigerte Durchblutung) auch das kontralaterale Viertel erfasst. Durch die Inflammation (Gefäßwandschädigung) wird HR allerdings bald die Bildung eines subkutanen Ödems angeregt, das sich als „kühle Barriere“ zwischen Eutergewebe und Euterhaut schiebt und die Kamera am erkrankten Viertel

niedrigere FI-DsT-Messwerte anzeigen lässt als HL. Die FI-Max-Werte stammen vornehmlich aus der Schenkelspalt-Region, wo sich die Wärme der Oberschenkel (Nähe zur Körpertemperatur) und des Euters verstärken. Die Oberschenkel sind höchstwahrscheinlich gleich temperiert, übertragen diese Wärme gleichermaßen auf die schenkelnahen Randbereiche beider Viertel und gleichen dort Temperaturunterschiede aus. Die bei KENNEDY (2004) einige Stunden nach der Infektion auftretenden „Hot spots“ am infizierten (Keim unbekannt) Viertel, können in dieser Studie nicht nachvollzogen werden. Hier handelt es sich eher um „Cold spots“ in Form des Euterödems. Gegen 01:30/03:30 Uhr (19/21 Stunden p.i.) nähern sich die FI-DsT-Werte von HR und HL wieder an. Zur gleichen Zeit kann thermographisch das Abklingen des Euterödems HR verfolgt werden. Ebenfalls ist denkbar, dass eine Schwellung des infizierten und entzündeten Euterviertels das gesunde Nachbarviertel mehr gegen den warmen Schenkelspalt drückt und dadurch das gesunde Viertel wärmer erscheint.

6.3.3.2 Vergleich Referenztag mit Infektionstag:

Zur Erkennung möglicher Temperaturveränderungen an der Haut der Hinterviertel als Indiz für eine beginnende Euterentzündung sollen die Temperaturwerte der Referenzmessungen (Euter noch gesund) mit den Daten der in gleichen Zeitabständen durchgeführten Infektionsmessungen verglichen werden. Es wird davon ausgegangen, dass die Eutertemperatur nach der Infektion ansteigt, weshalb Infektionstag minus Referenztag gerechnet wird.

Dass sich die Temperaturverläufe der beiden Hinterviertel nur in den FI-DsT-Werten unterscheiden, ist bereits oben festgestellt und erklärt worden. Die Berechnungen und Darstellungen in diesem Abschnitt untermauern die Beobachtungen zusätzlich. Nach der Infektion wird ein zeitlicher Verlauf der Temperaturänderungen in Form eines Temperaturanstiegs bei beiden Messwerten (FI-Max und FI-DsT) deutlich. Sieben Stunden nach der Infektion ist im Vergleich zum Referenztag eine deutliche Temperaturzunahme zu verzeichnen, die 13 Stunden p.i. einen Höhepunkt erreicht. SCOTT et al. (2000) beobachteten bereits eine Stunde nach

Infusion von *E. coli* in ein Euterviertel einen signifikanten Temperaturanstieg. Außerdem erwähnen sie sechs Stunden nach der Infektion einen Temperaturanstieg im infizierten Viertel um 2,3 °C. Beides ist anhand der Ergebnisse dieser Dissertation so nicht nachzuvollziehen. Ein Temperaturunterschied zum Vortag von über 2 °C wird hier erst wesentlich später registriert.

SCHAEFER et al. (2004) geben an, wenige Stunden nach Infektion eines Euterviertels mit *E. coli* feinste Temperaturänderungen im subklinischen Bereich ($< 0,1$ °C) mittels IRT zu erkennen und werten diese als Zeichen einer beginnenden Euterentzündung. Im Rahmen dieser Arbeit können ebenfalls feinste Temperaturschwankungen im Bereich von 0,1 °C vom System erkannt werden. Die Interpretation solch geringer Temperaturänderungen hinsichtlich der Frage, ob ein Bezug zum Entzündungsgeschehen vorliegt oder die Werte nur aufgrund anderer Umstände (z.B. minimales Verschieben des Messfeldes, Unschärfe des Bildes, Schmutz, Feuchtigkeit, Luftzüge, etc.) variieren, gestaltet sich bei einer derart von äußerlichen Faktoren beeinflussten Messmethode wie der IRT nicht so einfach. In dieser Studie (unter den beschriebenen Versuchsbedingungen) wird somit Temperaturunterschieden im Bereich von 0,2 °C oder weniger keine Bedeutung zugemessen.

Tabelle 16 und 17 zeigen, dass signifikante Temperaturunterschiede zwischen Infektionstag und Referenztag zukünftig (bei experimentellen Euterinfektionen mit *E. coli*) vor allem 13 bis 17 Stunden p.i. zu erwarten sind. Bereits 9 bis 11 Stunden p.i. können erste signifikante Temperaturzunahmen verzeichnet werden, die mit der entstehenden Entzündung in Bezug stehen und auf sie hindeuten. Die weiteren signifikanten Temperaturunterschiede lassen in der Tabelle kein Muster erkennen und haben vermutlich nichts mit dem Entzündungsgeschehen zu tun. Bei natürlich entstandenen Mastitiden können die Temperaturverläufe von den hier beschriebenen Mustern differieren; letztere sind somit nicht direkt in die Praxis übertragbar.

6.3.3.3 Vergleich HR – HL (prä und post infectionem):

Man geht davon aus, dass die Differenzwerte vor der Infektion im Bereich von 0 liegen, da HL und HR in bereits beschriebenen Berechnungen zu den Temperaturunterschieden beider Euterviertel bei eutergesunden Tieren gleiche oder ähnliche Oberflächen-Temperaturen aufweisen. Nach der Infektion wird ein (schrittweiser) Anstieg der Boxplot-Mediane in den positiven Differenz-Bereich (also HR wärmer als HL) erwartet.

Bei diesen Berechnungen wurde aufgrund der allgemein postulierten Kardinalsymptomatik eines entzündlichen Prozesses (**Calor**, Rubor, Dolor, Tumor und Functio laesa) davon ausgegangen, dass sich das infizierte Viertel stärker erwärmt. Deshalb wurde es für sinnvoll erachtet, die Messwerte HL von denjenigen von HR zu subtrahieren, um Differenzwerte im positiven Zahlenbereich zu erhalten. Dieser Erwartung wird in den Ergebnissen allerdings nicht entsprochen (siehe unten).

Zudem wurde erwartet, dass sich die Temperaturen der beiden Euterviertel vor der Infektion kaum unterscheiden (wie bei den eutergesunden Tieren festgestellt) und so die Differenzen zwischen beiden Vierteln nahe der 0-Linie liegen. Der in Abb. 18 und 19 vermittelte Eindruck, dass die Boxplots vor der Infektion doch stärker um die 0-Linie zu schwanken scheinen (FI-Max wenig, FI-DsT deutlich) als erwartet, liegt höchstwahrscheinlich an der relativ geringen Anzahl (fünf) infizierter Versuchstiere. So gewinnen individuelle „Ausreißer“ statistisch an Bedeutung. Im Durchschnitt unterscheiden sich die FI-Max- und FI-DsT-Werte von HR und HL vor der Infektion nur um ca. maximal 0,2 °C (Tabelle 13; ausgenommen Messung 2ii), was klinisch irrelevant ist.

Dass die FI-Max-Werte auch nach der Infektion keine größeren Unterschiede zwischen HR und HL als 0,2 °C zeigen, liegt vermutlich wiederum daran, dass diese Messwerte vornehmlich im Bereich zwischen Oberschenkel und seitlichem Euterviertel ermittelt werden, wo die Wärme der Schenkel Temperaturunterschiede möglicherweise maskiert (siehe oben Abschnitt 6.3.3.2).

Ein durchschnittlicher Temperaturunterschied der FI-DsT-Werte zwischen HR und HL zum Höhepunkt 13 Stunden p.i. von 0,89 °C ist zwar statistisch

signifikant, aber wäre eine solche, relativ geringe Ziffer klinisch aussagekräftig, wenn vor allem die Versuchsbedingungen weniger optimal wären? Es ist wichtig, zu erkennen, dass ein entzündetes Euterviertel im Endeffekt kühler sein kann als das kontralaterale, gesunde Viertel, aber es ist fraglich, ob ein durchschnittlicher Unterschied von 0,89 °C (zum Höhepunkt!) zur Diagnose einer Mastitis mittels Temperaturvergleich beider Viertel ausreichend wäre. Entscheidend wäre wiederum die äußere Umgebung des Patienten, die Vorbereitung des Euters sowie die Reaktion des Individuums auf eine Euterentzündung.

Dass die FI-DsT-Messwerte die Verhältnisse zwischen HR und HL vor und nach der Infektion wesentlich deutlicher nahe bringen als die FI-Max-Werte, hat wahrscheinlich die gleichen Gründe wie bei den gerade besprochenen Temperaturunterschieden von Infektions- und Referenztag (siehe oben).

6.3.4 Schwellenwertbestimmung:

Tierindividuelle Unterschiede sowie die verschiedenen Messzeitpunkte werden bei der Berechnung berücksichtigt. Die Sensitivität ist bezüglich des Vergleichs Infektionstag – Referenztag mit 87 und 60 % wesentlich höher als bezüglich der Berechnungen von HR - HL (27 und 40 %). Deshalb sollte bei zukünftigen Mastitis-Verlaufsuntersuchungen mittels IRT die Auswertung mithilfe der Berechnung von Differenzen zwischen Infektions- und Referenztag genügen.

6.3.5 Einfluss des Melkaktes auf die Temperatur der Euterhaut eutergesunder Tiere und von Tieren mit induzierter Mastitis:

Allgemeines:

Untersuchungen zu melkaktbedingten thermographischen Veränderungen der Euteroberflächentemperatur sind von grundlegender Bedeutung, vor allem wenn die Applikation der Methode bei automatisiertem Milchentzug per Melkroboter angestrebt wird. Bei Betrachtung der Ergebnisse zum Einfluss des Melkaktes auf die Euteroberflächentemperatur ist zu bedenken, dass der

Zeitpunkt der Aufnahme der Bilder nach dem Melkakt rückblickend nicht vollständig standardisierbar war und nicht exakt notiert werden konnte. Von der Abnahme des Melkzeuges bis hin zu den Aufnahmen vergingen oft unterschiedlich viele Minuten. Dies lag vor allem an der Unruhe der Tiere nach dem Melken (Fütterung) und dem Mangel an Kooperation, für den Moment der Aufnahme einer 5er-Bildserie ruhig zu stehen. Es macht thermographisch sicher einen Unterschied, ob eine IRT-Aufnahme unmittelbar nach Abnahme des Melkzeuges oder erst 10 Minuten danach erfolgt. Deshalb sind die Ergebnisse von JANECEK et al. (1995) als fragwürdig einzustufen, da sich die Temperatur der Euterhaut innerhalb von 20 Minuten nach dem Melkakt sicher wieder von etwaigen Temperaturveränderungen durch Stimulation durch den Milchentzug erholt hat.

Die Auswirkungen des Milchentzuges auf die Euteroberflächen-Temperatur offenbaren außerdem einen sehr individuellen Charakter, da einzelne Tiere Temperaturunterschiede von bis zu +1,0 und -1,37 °C (FI-Max) zeigen.

Die Untersuchung von Melkakt-bedingten Hauttemperatur-Veränderungen am Euter stellt eigentlich nicht die konkrete Zielsetzung dieser Dissertationsschrift dar und der Versuchsaufbau ist zur vollständigen Klärung der Fragestellung nicht geeignet. Die beobachteten Ergebnisse sind somit als „Nebenbefunde“ zu werten. Eine weitere Studie, die sich allein mit Temperaturänderungen durch den Melkakt beschäftigt, sollte Melkakte zu unterschiedlichen Tageszeiten untersuchen, um den Einfluss zirkadianer Temperaturschwankungen (siehe unten) im Verlauf von 24 Stunden auf die Eutertemperaturen vor und nach dem Milchentzug abzuklären.

Eutergesunde Tiere:

Es wird die Tendenz sichtbar, dass die Temperatur der Euteroberfläche zu den verschiedenen Melkzeiten in unterschiedlicher Weise beeinflusst wird. Durch die morgendlichen Melkakte scheint die Temperatur der Euterhaut zu sinken, abends ist eher ein Temperaturanstieg zu verzeichnen. Die Absenkungen/Anstiege sind allerdings meist nicht signifikant (Ausnahme: FI-DsT-Werte der beiden morgendlichen Melkakte). Zusammen mit den gerade beschriebenen Schwierigkeiten bei der praktischen Versuchsdurchführung (siehe oben), führt dies zu der Vermutung, dass es sich bei den beobachteten

Temperaturanstiegen und -absenkungen lediglich um Schwankungen im Rahmen des zirkadianen Rhythmus handelt und somit die These über die Existenz eines sich täglich wiederholenden Temperatur-Rhythmus stützt. Diese Spekulation könnte in weiterführenden Studien geklärt werden (siehe oben). Bei Untersuchung einer größeren Anzahl Probandinnen ($n > 16$) könnten zudem aussagekräftigere Ergebnisse erzielt werden und die Auswirkungen individueller Ausreißer (Einzeltiere zeigen Schwankungsbreiten bis $-1,37\text{ °C}$ (m2HLMax) und $+1,0\text{ °C}$ (m2HRMax)) auf die Gesamtstatistik verringert werden.

Durch den Milchentzug kommt es in dieser Studie insgesamt (Mittel aller Melkakte) zu geringen Temperaturabsenkungen von $-0,05$ (FI-Max) und $0,21\text{ °C}$ (FI-DsT). Diese Absenkungen sind klinisch irrelevant.

Die von GOREWITT et al. (1989), CARUOLO et al. (1990), MAYNTZ (1990) JANECEK et al. (1995), und WILLIS (2005) postulierten Temperaturanstiege durch manuelle und mechanische Stimulation des Euters beim Milchentzug können nur teilweise (abends) nachvollzogen werden. Ein milchgefülltes Euter vor dem Milchentzug scheint nicht kühler, sondern unwesentlich wärmer als nach dem Melkakt. Die Erkenntnisse dieser Studie ähneln hingegen ORDOLFFs (2000) Ausführungen, die von einer geringen Senkung der Eutertemperatur durch den Melkakt von maximal $1,0\text{ °C}$ berichten.

Warum die FI-DsT-Werte bei beiden morgendlichen Melkakten signifikante Unterschiede zwischen den Temperaturwerten von vor und nach dem Milchentzug liefern, abends jedoch nicht, ist kaum zu erklären.

Tiere mit induzierter Mastitis:

Die Positionen der Mediane und Boxes weisen (mit wenigen Ausnahmen: m1-Max, a1HL-DsT, m3HR-Max) auf eine morgendliche Senkung und einen abendlichen Anstieg der Eutertemperatur hin, was vor allem nach der Infektion deutlich wird. Dies entspricht den Verhältnissen bei den eutergesunden Tieren und stützt somit die oben beschriebenen Überlegungen zum Einfluss des Melkaktes auf die Eutertemperatur im Rahmen eines zirkadianen Rhythmus.

Der Milchentzug wirkt sich ferner auf beide Euterviertel ähnlich aus, da die Mediane, Boxes und Whiskers der jeweiligen Werte für HL und HR ähnlich positioniert sind - allerdings undeutlicher als bei den 16 eutergesunden Tieren. Dafür ist wahrscheinlich die geringe Anzahl Tiere ($n = 5$) verantwortlich.

Die durchschnittlichen Differenzen zwischen vor und nach dem Melken der FI-Max- und FI-DsT-Werte aller Melkakte insgesamt sind gering und klinisch nicht relevant.

Die Aussagekraft der Ergebnisse wird hinsichtlich der relativ geringen Tierzahl ($n = 5$), die in diesen Berechnungen berücksichtigt wurden, etwas in Frage gestellt.

Über Untersuchungen der Melkakt-bedingten Temperaturänderungen an entzündeten Eutervierteln wurden in der Literatur keine Angaben gefunden, so dass die beschriebenen Ergebnisse nicht verglichen werden können.

6.3.6 Zusammenhang zwischen der Rektaltemperatur, Umgebungstemperatur, Luftfeuchtigkeit und der Temperatur der Euterhaut bei eutergesunden Tieren und Tieren mit induzierter Mastitis:

Eutergesunde Tiere:

Im gemischten Modell werden jeweils die FI-Max-/FI-DsT-Daten beider Hinterviertel zusammengefasst, da in vorausgegangenen Berechnungen klar wurde, dass sich die beiden hinteren Euterviertel bei eutergesunden Kühen in ihren Oberflächentemperaturen kaum unterscheiden und unterstellt wird, dass Körpertemperatur und Umweltfaktoren auf beide Viertel in gleichem Maß einwirken.

Rektal- und Umgebungstemperatur beeinflussen die Euteroberflächen-Temperatur eutergesunder Tiere in Form der FI-Max- und FI-DsT-Messwerte. Die Rektaltemperatur spielt hierbei eine wesentlich größere Rolle als die Umgebung. Die Rektaltemperatur übt zudem in nahezu gleichem Maß Einfluss auf beide Flächen-Messwerte (Max und DsT) sowie beiden Vierteln (ändert sich nach der Infektion; siehe unten) und somit auf die Oberflächentemperatur

der Hinterviertel aus. Die Umgebungstemperatur scheint hingegen einen größeren Zusammenhang mit den FI-DsT-Werten zu besitzen. Die FI-Max-Werte scheinen durch ihre stärkere Nähe zur Körpertemperatur weniger durch Umgebungsfaktoren beeinflussbar.

Die Umgebungstemperatur spielt bei den FI-DsT-Werten als eine die Eutertemperatur beeinflussende Variable eine größere Rolle als innerhalb der FI-Max-Werte.

Die Luftfeuchtigkeit zeigt keinen Bezug zur Temperatur der Euteroberfläche. Vorausgehende Überlegungen unterstellen Umgebungstemperatur und Luftfeuchtigkeit insofern eine Beziehung, dass die das Tier umgebende Luft mehr Feuchtigkeit aufnehmen kann je höher die Umgebungstemperatur ist. Deshalb kann erwartet werden, dass auch die Luftfeuchtigkeit einen Zusammenhang mit der Eutertemperatur aufweist - die Ergebnisse bestätigen diese Vermutung jedoch nicht.

In zukünftigen IRT-Untersuchungen (v.a. bei Verwendung der FI-DsT-Werte) sollte die Umgebungstemperatur also unbedingt berücksichtigt werden, da sie in gewissem Maß die Durchblutung und damit Temperatur („Prinzip Akren“) des zu untersuchenden Subjektes verändern kann.

Dass das gemischte Modell jeweils für HL und HR sehr ähnliche Werte hervorbringt, stützt die logische Annahme, dass Rektal- und Umgebungstemperatur mit beiden Vierteln gleichermaßen in Bezug stehen und entspricht damit nicht den Angaben von SCHUTZ et al. (2001), die Unterschiede zwischen einzelnen Vierteln feststellen.

Die bei JARMAN et al. (1983 und 1984), BITMAN et al. (1984), CARUOLO et al. (1990), SCHUTZ et al. (2001) und BERRY et al. (2003) erwähnte enge Korrelation zwischen der durchschnittlichen Euteroberflächen-Temperatur und der durchschnittlichen Rektaltemperatur kann ebenfalls nur begrenzt nachvollzogen werden.

Tiere mit induzierter Mastitis:

Im gemischten Modell werden jeweils die FI-Max- und FI-DsT-Daten beider Hinterviertel einzeln bearbeitet, da der Bezug von Körpertemperatur und

Umweltfaktoren auf das infizierte Viertel einerseits und auf das nicht infizierte Viertel andererseits interessiert, auch wenn die Faktoren in gleichem Maß auf beide Viertel einwirken.

Rektal- und Umgebungstemperatur beeinflussen auch nach der Infektion die Euteroberflächen-Temperatur in Form der FI-Max- und FI-DsT-Messwerte: Die Rektaltemperatur spielt hierbei allerdings immer noch eine wesentlich größere Rolle als die Umgebung. Im Vergleich zu den FI-Max-Werten (Faktor bleibt nahezu gleich) nimmt die Bedeutung der Rektaltemperatur nach der Infektion bei den FI-DsT-Werten ab, die der Umgebungstemperatur leicht zu.

Die Rektaltemperatur übt trotz Infektion des Viertels HR in nahezu gleichem Maß Einfluss auf die FI-Max-Messwerte **beider** Viertel aus. Anders bei den FI-DsT-Werten: Hier zeigt die Rektaltemperatur einen engeren Bezug zum nicht infizierten Viertel HL. Der starke Bezug der FI-Max-Werte **beider** Euterviertel zur Rektaltemperatur passt zu den Erkenntnissen in den Abschnitten, in denen die Temperaturunterschiede vor und nach der Infektion zwischen Referenz- und Infektionstag sowie zwischen den beiden Euterviertel untersucht wurden und untermauert diese damit zusätzlich: Die FI-Max-Werte der beiden Viertel zeigen auch hier kaum Temperaturunterschiede. Innerhalb der FI-DsT-Messwerte ist die Diskrepanz zwischen HR und HL deutlicher, wie bei den gerade erwähnten, vergleichenden Berechnungen (Referenz-/Infektionstag und HR – HL) ebenfalls gezeigt wurde. Das nicht infizierte Viertel weist dabei einen etwas deutlicheren Zusammenhang zur Rektal- und Umgebungstemperatur auf. Dies liegt möglicherweise an einer sich entwickelnden Unabhängigkeit eines entzündeten Organs von der allgemeinen Thermoregulation des Körpers.

Die Umgebungstemperatur beeinflusst die FI-Max- und FI-DsT-Werte **beider** Viertel nach der Infektion in ähnlich geringem Maße, wobei sie am nicht infizierten Viertel HL eine geringgradig größere Bedeutung inne zu haben scheint. Die generell stärkere Beeinflussung der FI-DsT-Werte im Vergleich zu den Ergebnissen der FI-Max entspricht den Verhältnissen bei den eutergesunden Tieren, bei denen, die FI-DsT-Werte ebenfalls mehr durch die Umgebung beeinflusst werden als die FI-Max-Werte. Die Begründung dafür ist

vermutlich dieselbe wie bei den eutergesunden Tieren: Die FI-Max-Werte scheinen durch ihre stärkere Nähe zur Körpertemperatur weniger durch Umgebungsfaktoren beeinflussbar als die FI-DsT-Werte. In zukünftigen IRT-Untersuchungen (v.a. bei Verwendung der FI-DsT-Werte) sollte die Umgebungstemperatur also unbedingt berücksichtigt werden.

Die Luftfeuchtigkeit zeigt keinen Bezug zu den FI-Max- und FI-DsT-Werten der Euterhaut, die somit auch bei zukünftigen IRT-Untersuchungen am infizierten Euter nicht mehr aufgezeichnet und beachtet werden muss.

Nachdem die Euterhauttemperatur auch bei Vorliegen einer Mastitis engen Bezug zur Rektaltemperatur und während 24 Stunden p.i. einen ähnlichen Verlauf von Temperaturanstieg und -abfall zeigt, liegt die Schlussfolgerung nahe, dass die Diagnose einer Mastitis wahrscheinlich auch ohne IRT, rein durch Messen der Temperatur im Enddarm, möglich gewesen wäre - wenn auch zeitlich etwas später und für das Tier deutlich invasiver. Im Rahmen einer begleitenden Euterinfektionsstudie, die ebenfalls durch Wissenschaftler der Klinik für Wiederkäuer durchgeführt wird, werden Euter und Sekret 12 und 24 Stunden p.i. klinisch, zytologisch und bakteriologisch untersucht. Erste Ergebnisse deuten darauf hin, dass die Zellzahl bereits 12 Stunden nach der Infektion einen enormen Anstieg erfahren hat und sich das Euter palpatorisch verändert darstellt. Die sich aufdrängende Frage, ob herkömmliche diagnostische Verfahren zur Erkennung einer Mastitis der IRT-Methode überlegen sind, kann diese Studie nicht hinreichend klären, da nicht zu jedem Messzeitpunkt klinische, zytologische und bakteriologische Untersuchungen von Milchdrüse und Sekret durchgeführt werden konnten. Diese Frage muss in weiterführenden Studien untersucht werden.

6.3.7 Einfluss des Placebos am nicht infizierten Euterviertel HL:

Da lediglich ein geringes Volumen steriler, pyrogen-freier physiologischer Kochsalzlösung in das Euterviertel eingebracht wurde, sind keine Effekte zu erwarten, die in der Lage sind, die Temperatur der Euterhaut zu beeinflussen. In

der Literatur wurden keine hinreichenden Studien zum Einfluss eines salinen Placebos am Euter gefunden.

6.3.8 Fazit und Ausblick:

Diese Studie zeigt, dass es möglich ist, charakteristische Temperaturverläufe und Temperaturunterschiede an der Oberfläche gesunder und infizierter Hinterviertel unter nahezu optimalen Versuchsbedingungen und großem Aufwand in der Vorbereitung der Messungen infrarotthermographisch zu ermitteln. Sie liefert einen weiteren Beitrag zu der von einigen anderen Autoren bereits postulierten These, dass sich Forschung auf dem Gebiet der infrarotthermographischen Messmethode zur Erkennung von Mastitiden lohnt und in der Zukunft fortgeführt werden sollte. Für eine Übertragung der Methode in die Praxis ist diese Arbeit allerdings bei weitem nicht ausreichend. Vor allem die relativ geringe Zahl an infizierten Versuchstieren grenzt die Aussagekraft der Studie ein. Je geringer die Anzahl Probanden, umso mehr prägt die Individualität jedes einzelnen Tieres die Ergebnisse. Je weniger optimal zudem die Umgebungsbedingungen gestaltet sind (praxisüblicher Stall), umso kritischer sind die beobachteten Temperaturverläufe zu interpretieren. Die Erstellung einer Datenbank mit fundiert ermittelten Vergleichsdaten einer größeren Anzahl Versuchskühe würde die Praxisreife der infrarotthermographischen Messmethodik zusätzlich vorantreiben. Weitere Forschung mit wesentlich größeren Versuchstierzahlen, weniger aufwendigen Vorbereitungen und einer einfacheren Auswertung (siehe Abschnitt 6.2) sollten angestrebt werden, um diese äußerst interessante und viel versprechende Technologie um eine weitere Anwendungsmöglichkeit zu bereichern und sie in der Zukunft zur Konkurrenzfähigkeit mit den momentan gebräuchlichen, modernen, diagnostischen Werkzeugen in der Mastitiserkennung zu bringen.

7. Zusammenfassung:

„Vergleichende Untersuchung klinisch gesunder und mit *Escherichia coli* infizierter Euterviertel von Kühen mittels Infrarotthermographie“

GLAS, Andrea (2008):

Ziel dieser Studie ist es, Temperaturverläufe an gesunden und künstlich infizierten (*Escherichia coli* = *E. coli*) Eutervierteln von Milchkühen mithilfe eines infrarotthermographischen Messsystems zu beurteilen.

Material und Methodik:

Fünf zunächst eutergesunde Milchkühe (Holstein-Friesian) werden in einem Versuchszeitraum von 48 Stunden ca. alle zwei Stunden infrarotthermographisch untersucht. 24 Stunden nach Beginn des Versuchs wird das jeweils rechte hintere Euterviertel (HR) mittels Injektion einer NaCl-Lösung (2 ml) mit *Escherichia coli* (250 CFU) infiziert (Infektionsgruppe). Diese Versuche dienen der Ermittlung der Temperaturverläufe an der Euterhaut vor und nach der Infektion, der Detektion thermischer Veränderungen an der Haut eines infizierten Euterviertels im Vergleich zur Oberfläche eines nicht infizierten, kontralateralen Viertels und im Vergleich zur Wärmeverteilung am Referenztag, als das Euter noch gesund war.

Weitere 16 eutergesunde Tiere (Kontrollgruppe) werden über einen Zeitraum von 24 Stunden in den gleichen Messintervallen infrarotthermographisch untersucht. Diese Untersuchungen dienen zur Feststellung des physiologischen Verlaufs der Euteroberflächentemperatur im Verlauf eines Tages und etwaigen tageszeitlichen Schwankungen. Außerdem werden sie in die Berechnung der Präzision der infrarotthermographischen Messmethodik einbezogen.

Ferner soll für beide Gruppen ermittelt werden, inwiefern maschineller Milchentzug (Melken 2x täglich) die Temperatur der Euterhaut beeinflusst und welche Zusammenhänge zwischen der Rektal- und Umgebungstemperatur sowie der Luftfeuchtigkeit und der Temperatur der Euteroberfläche bestehen.

Verwendet wird eine Infrarotkamera der Serie ThermoCAM® B20 HS (FLIR Systems®) und andere Messinstrumente. Zu jedem Messzeitpunkt wird eine Serie von fünf Infrarotbildern aufgezeichnet, von denen drei zunächst mittels verschiedener Software-Tools (Polygone, Rechtecke, Linien - ThermoCAM-

Researcher-Software, FLIR Systems®) ausgewertet werden. Im Zuge der Präzisionsberechnungen wird die Polygon-Methode favorisiert, mit der die Flächen-Minimal- (FI-Min), -Maximal- (FI-Max), Differenz zwischen Minimal- und Maximaltemperatur (FI-Max-Min) und -Durchschnittstemperatur (FI-DsT) der Messfelder ermittelt werden.

Ergebnisse:

Beim Vergleich der durchschnittlichen Variationskoeffizienten (\pm Standardabweichung) der 3er Bildserien der Infektions- und Kontrolltiere ($n = 544$) zu jedem Messzeitpunkt weisen die FI-DsT-Werte ($0,12 \% \pm 0,09$) die geringste Variation auf (FI-Max: $0,19 \% \pm 0,14$ und FI-Min: $0,29 \% \pm 0,21$). Darum werden nur FI-Max- und FI-DsT-Werte für weitere Berechnungen verwendet. Die Auswertungsmethode Polygone besitzt die beste Präzision und geringste Standardabweichung, weshalb sie gegenüber den Rechtecken und Linien favorisiert wird. Die Daten sind nicht normalverteilt, weshalb nicht parametrische Tests verwendet werden.

Eutergesunde Tiere:

Bei eutergesunden Tieren ($n = 272$) existieren im Durchschnitt nur geringste Temperaturunterschiede zwischen beiden Vierteln während 24 Stunden (FI-Max $0,12 \pm 0,12$ °C und FI-DsT $0,17 \pm 0,13$ °C). Im Tagesverlauf zeigen einige Tiere morgens niedrigere und abends höhere Temperaturen (v.a. in den FI-DsT-Werten) mit einem Minimum von $-0,42 \pm 0,39$ °C um 6:30 Uhr und einem Maximum von $+0,45 \pm 0,58$ °C um 21:30 Uhr (im Vergleich zur tierindividuellen mittleren Tagestemperatur). Dies legt die Existenz eines zirkadianen Rhythmus der Eutertemperatur nahe.

Durch den morgendlichen maschinellen Milchentzug wird die Temperatur am Euter zum Teil signifikant gesenkt, beim Melken an Abend steigt die Temperatur leicht an. Die Reaktion ist allerdings individuell sehr unterschiedlich.

In einem gemischten Modell weist die Rektaltemperatur einen engeren Bezug zur Euterhaut-Temperatur auf als die Umgebungstemperatur. Dabei werden beide Viertel in gleichem Ausmaß von der Rektal- und in ähnlichem Maß von der Umgebungstemperatur beeinflusst. Die Luftfeuchtigkeit ist nicht relevant.

Tiere mit induzierter Mastitis:

Nach Infektion (p.i.) des Euterviertels HR zeigen beide Viertel einen signifikanten Temperaturanstieg zwischen 13 bis 17 Stunden p.i., der sich innerhalb der FI-Max-Werte deutlicher darstellt, im Vergleich zu den Referenzwerten am Vortag, als das Euter noch gesund ist: Durchschnittliche Maximaltemperatur der FI-Max 13 Stunden p.i.: HR (E. coli) = $1,98 \pm 0,59$ °C und HL (Placebo) = $1,93 \pm 0,62$ °C ($p = 0,04$ für beide). Die FI-Max-Werte beider Viertel unterscheiden sich auch nach der Infektion nicht signifikant. Die Verläufe der FI-DsT-Messwerte nach der Infektion differieren: Die Oberfläche des infizierten Viertels (HR) ist zwischen 11 und 19 Stunden p.i. (mitunter signifikant) **kühler** als die des gesunden, kontralateralen Viertels; der Höhepunkt der Differenz wird 13 Stunden p.i. erreicht ($-0,89 \pm 0,64$ °C). Die obere Toleranzgrenze der FI-Max-Werte beträgt 38,77 °C, die der FI-DsT-Werte 37,53 °C im Vergleich zum Referenztag (Sensitivität 87 % und 60 %). Das Toleranzintervall reicht für Differenzen zwischen HR und HL für FI-Max-Werte von -0,46 bis 0,29 °C, für FI-DsT-Werte von -0,7 bis 0,49 °C (Sensitivität 27 und 40 %).

Melken verändert die Eutertemperatur nach der Infektion ähnlich wie bei den eutergesunden Tieren, jedoch nicht signifikant. Allerdings existieren auch hier individuelle Unterschiede.

Die Luftfeuchtigkeit hat auch nach der Infektion keinen Bezug zur Euterhaut (gemischtes Modell). Die Rektaltemperatur weist einen engeren Bezug zur Euterhauttemperatur auf als die Umgebungstemperatur auf.

Fazit:

Nach experimenteller Infektion eines Euterviertels mit Escherichia coli können entzündungsbedingte, signifikante Temperaturänderungen mittels Infrarotthermographie gemessen werden.

8. Summary

„Comparative examinations of cows with healthy udders and cows with experimentally induced mastitis (*Escherichia coli*) using infrared thermography“
GLAS, Andrea (2008):

The aim of this study was to evaluate the course of thermographic patterns of the udder skin of udder-healthy cows and after experimentally induced inflammation with *Escherichia coli* (*E. coli*).

Materials and Methods:

In five udder-healthy cows (Holstein-Frisian) thermographic pictures are taken every two hours during a period of 48 hours. 24 hours after beginning of the trial the right hind quarter (HR) is infected by inoculation of 2 ml of a suspension of *E. coli* in physiological saline (250 CFU) – infection group. These examinations serve for detecting thermal courses and changes at udder skin before and after infection, comparing the infected and the non-infected contralateral quarter and comparing the day of the inflammation with the day when the udder was still healthy.

Another 16 udder-healthy cows are evaluated every two hours, as well, during 24 hours (control group) for determining the physiological course of the udder skin temperature and circadian rhythm during the day. Besides, they are included in the evaluation of precision. In addition to that influence of machine-milking (twice a day) is determined for both groups and reference to rectal temperature, ambient temperature and humidity and temperature of udder skin as well.

Thermography is performed using a ThermoCAM[®] B20 HS (FLIR Systems[®]) and other devices. At each examination a series of five pictures is taken – three of them are evaluated using different software tools (polygons, boxes, lines – ThermoCAM-Researcher-Software, FLIR Systems[®]). After calculating precision the polygon-method is preferred and it is used for determination of minimum- (minT), maximum- (maxT), maximum – minimum (range)- and mean temperature (meanT) of each measuring field.

Results:

By comparing the mean \pm standard deviation from the coefficients of variation of series of three consecutive pictures of the infected and control cows ($n = 544$), precision was best for mean temperature ($0.12 \% \pm 0.09$), compared to maxT ($0.19 \% \pm 0.14$) and minT ($0.29 \% \pm 0.21$). Because of that only maxT and meanT are used for further evaluations. Precision and standard deviation are also best for the polygons, so they are favoured over boxes and lines.

The data are not distributed normally, so non-parametric tests are used.

Control group (udder-healthy):

Differences between hind quarters of individual measurements ($n = 272$) during 24 hours are very little (maxT 0.12 ± 0.12 °C ; meanT 0.17 ± 0.13 °C). In the morning some cows show lower and in the evening higher temperatures (especially in meanT) with a minimum of -0.42 ± 0.39 °C at 6:30 am and a maximum of $+0.45 \pm 0.58$ °C at 9:30 pm (compared to an individual mean temperature calculated for 24 hours). This proves the existence of circadian rhythms of udder skin temperature.

Udder temperature is minimally reduced by machine-milking in the morning but increased in the evening. But the reaction differs individually.

Mixed models show a closer reference to udder temperature than ambient temperature. Both quarters are influenced by rectal and ambient temperature in the same amount, nearly. Relative humidity is not relevant.

Cows with experimentally induced udder inflammation (infected group):

After infection (pi) of the right hind quarter both quarters show a significant elevation in temperature, which is more pronounced in maxT than in meanT between 13 and 17 hours pi compared to values measured 24 hours before (maxT at 13 hours pi: infected quarter 1.98 ± 0.59 °C; uninfected quarter 1.93 ± 0.62 °C; $p = 0.04$ for both). Differences between hindquarters in maxT are not significant at any time point after infection but in meanT: The surface of the infected quarter is (sometimes significantly) **cooler** between 11 and 19 hours pi than the healthy contralateral one. Peak is reached 13 hours pi (-0.89 ± 0.64 °C). Upper tolerance limit relating to reference day in maxT is 38.77 °C and 37.53 °C in meanT (sensitivity 87 % and 60 %). Tolerance interval for differences between

HR and HL in maxT is -0.46 to 0.29 °C, in meanT -0.7 to 0.49 °C (sensitivity 27 % and 40 %).

Machine milking changes udder temperature after infection similar to udder healthy cows, but not significantly. There are again individual differences.

Humidity is not relevant exerting influence on udder temperature after infection either (mixed models). Rectal temperature shows closer relation to udder temperature than ambient temperature.

Conclusions:

After experimentally invoked infection of the udder with E. coli significant changes due to inflammation can be measured by infrared thermography.

9. Literaturverzeichnis

AMMER, K. (nicht datiert):

Thermology on the Internet. DGT Thermologie Fachbeiträge.

Adresse: www.thermology.org/05_03_01.html

Letzter Zugriff: 10.01.2007

BARTH, K. (2000):

Basic investigations to evaluate a highly sensitive infrared-thermograph-technique to detect udder inflammation in cows. *Milchwissenschaft*, 55 (11), 607-609.

BERRY, R. J., KENNEDY, A. D., SCOTT, S. L., KYLE, B. L., SCHAEFER, A. L. (2003):

Daily variation in the udder surface temperature of dairy cows measured by infrared thermography: Potential for mastitis detection. *Canadian Journal of Animal Science*, 83 (4), 687-693.

BERRY, R. J., KENNEDY, A. D., SCOTT, S. L., FULAWKA, D., HERNANDEZ, F. I. L., SCHAEFER, A. L. (2003):

The potential of infrared thermography as an early detection method for mastitis: Seasonal effects on predictability. *Journal of Dairy Science*, 86, Supplement. 1, 85 (Abstract).

BERZ, R. (2000):

Newsletter 01/2006. InfraMedic AG.

Adresse: www.inframedic.de/newsletter.htm

Letzter Zugriff: 04.01.2007

BITMAN, J., LEFCOURT, A., WOOD, D. L., STROUD, B. (1984):

Circadian and ultradian temperature rhythms of lactating dairy cows. *Journal of Dairy Science*, 67, 1014-1023.

BROUK, M. J., COLLIER, R., SMITH, J. F., HARNER, J. P. (2002):

Infrared detection of thermal stress in cattle. Kansas State University and University of Arizona.

Adresse: [www.monsantodoc.com/dairyoc/docnew.nsf/id/AB905B3F34F130AF86256E47004FF0F0/\\$file/Infrared%20Detection%20--%20Collier.pdf](http://www.monsantodoc.com/dairyoc/docnew.nsf/id/AB905B3F34F130AF86256E47004FF0F0/$file/Infrared%20Detection%20--%20Collier.pdf)

Letzter Zugriff: 13.12.2006

BROWN, R.W., THOMAS, J.L., COOK, H.M., RILEY, J.L., BOOTH, G.D. (1977):

Effect of environmental temperature stress on intramammary infections of dairy cows and monitoring of body and intramammary temperatures by radiotelemetry. *Am. J. Vet. Res.*, 38, 181-187.

BRUNSCH, R., BERG, W., BREHME, U., KREHL, I., ROSE, S. (2004):

Euterschonendes Melken. *ATB-Jahresbericht 2004*, 26-27.

CARUOLO, E. V., JARMAN, R. F., DICKEY, D. A. (1990):

Milk temperature in the claw piece of the milking machine and mammary surface temperature are predictors of internal mammary temperature in goats. *Journal of Veterinary Medicine, Series A*, 37 (1), 61-67.

CENA, K., CLARK, J. A. (1973):
Thermographic measurements of the surface temperatures of animals. *Journal of Mammalogy*, 54 (4), 1003-1007.

CENA, K., CLARK, J. A. (1973):
Thermal radiation from animal coats: Coat structure and measurements of radiative temperature. *Phys. Med. Biol.*, 18 (3), 432-443.

CHUDOBA-DROZDOWSKA, B., JANECEK, W., RAULUSZKIEWICZ, S., DEJNEKA, J., TWARDON, J. (1993):
Thermal changes in cow's mammary gland after experimentally invoked inflammation (mastitis). *Archivum Veterinarium Polonicum*, 33 (3-4), 157-163.

CLARK, J. A., CENA, K. (1972):
Die Anwendung von Thermovisions-Techniken bei Tieren. *Deutsche Tierärztliche Wochenschrift*, 79, 292-296.

CLARK, J. A., CENA, K. (1977):
The potential of infrared thermography in veterinary diagnosis. *Vet. Rec.*, 100, 402-404.

EICHEL, H., HEROLD, W., WIEGEL, D., MIELKE, H. (1981):
Die Anwendung der Thermographie mit Flüssigkristallen in der Veterinärmedizin unter besonderer Berücksichtigung von Untersuchungen am Euter. *Monatshefte für Veterinärmedizin*, 36 (14), 554-556.

EICHEL, H., EICHENTOPF, F. (1986):
Der Einfluss einer Euternervenblockade auf das Temperaturverhalten der Euterhaut. *Arch. exper. Vet. med.*, 42 (3), 378-382.

ENGEL, J. M. (nicht datiert):
Thermographie. DGT Thermologie – Fachbeiträge.
Adressen: www.thermology.org/05_01_01.html
www.thermology.org/05_01_02.html
www.thermology.org/05_01_03.html
www.thermology.org/05_01_04.html
www.thermology.org/05_01_05.html
www.thermology.org/05_01_06.html
www.thermology.org/05_01_07.html
www.thermology.org/06.html
Letzter Zugriff: 22.03.2006

FLIR Systems (2005) - a:
Thermographie: Ein wenig Theorie.
Adresse: www.flirthermography.de/about/
Letzter Zugriff: 22.03.2006

FLIR Systems (2005) - b:
Thermacam B20 HSV – Bedienungsanleitung.
Publ. No. 1 558224 Rev.a100, April 25, 2005.

FLIR Systems (undatiert):

Application story: Einsatz der Thermografie bei Rindern.

Adresse: www.flirthermography.de

Letzter Zugriff: 24.05.2007

GABOR, G., SASSER, R. G., KASTELIC, J. P., COULTER, G. H., FALKAY, Gy., MEZES, M., BOZO, S., VÖLGYI-CSIK, J., BARANY, I., SZASZ, F. (1998):

Morphologic, endocrine and thermographic measurements of testicles in comparison with semen characteristics in mature Holstein-Friesian breeding bulls. *Animal Reproduction Science*, 51, 215-224.

GHAFIR, Y., SPRUYT, P., ART, T., LEKEUX, P. (1996):

Standardization of measurements in infrared thermal imaging in large animals. *Annales de Médecine Vétérinaire*, 140 (1), 23-27.

GOREWITT, R.C., AROMADO, M.C., BRISTOL, D.F. (1989):

Measuring bovine mammary gland blood flow using a transit time ultrasonic flow probe. *Journal of Dairy Science*, 72, 1918-1928.

HARMS, V. (1998):

Biomathematik, Statistik und Dokumentation. 7. Auflage, Harms-Verlag Kiel-Mönkeberg.

HILSBERG, S. (2000):

Aspekte zur klinischen Anwendung der Infrarot-Thermographie in der Zoo- und Wildtiermedizin. *Vet. Med. Diss., Leipzig*.

HURNIK, J. F., BOER, S. De, WEBSTER, A. B. (1984):

Detection of health disorders in dairy cattle utilizing a thermal infrared scanning technique. *Canadian Journal of Animal Science*, 64 (4), 1071-1073.

JANECZEK, W., CHUDоба-DROZDOWSKA, B., SAMBORSKI, Z., KUSZ, A. (1995):

Skin temperature changes of the cow mammary gland and the heat flux from its surface before and after milking. *Archivum Veterinarium Polonicum*, 35 (1-2), 35-44.

JARMAN, R. F., CARUOLO, E. V. (1983):

The relationship of mammary gland temperature to body temperature. *Journal of Dairy Science*, 55 (Suppl. 1), 263 (Abstract).

JARMAN, R. F., CARUOLO, E. V. (1984):

Temperature and milk composition responses to infusion of E. coli LPS and S. aureus vaccines in the goat. *Journal of Veterinary Medicine, Series A*, 31, 740-750.

JIANG, L. J., NG, E. Y. K., YEO, A. C. B., WU, S., PAN, F., YAU, W. Y., CHEN, J. H., YANG, Y. (2005):

A perspective on medical infrared imaging. *Journal of Medical Engineering & Technology*, 29 (6), 257-267.

KASTELIC, J. P., COOK, R. B., COULTER, G. H., WALLINS, G. L., ENTZ, T. (1996):

Environmental factors affecting measurement of bovine scrotal surface temperature with infrared thermography. *Animal Reproduction Science*, 41 (3-4), 153-159.

KENNEDY, A. (undatiert) in:

Creating a Climate for Change. Seite 8.

Beef, dairy and forage research at the University of Manitoba, Faculty of Agricultural and Food Science.

Adresse: www.umanitoba.ca/afs/animalscience/Climate%20for%20change.pdf

Letzter Zugriff: 13.12.2006.

KENNEDY, A. (2004):

Mastitis Detection using IRT. *University of Manitoba. Western Dairy Digest*, 5 (4), 15.

Adresse: www.westerndairyscience.com/html/wddigest/WDD%20pdfs/WDD%20Summer%202004.pdf.

Letzter Zugriff: 13.12.2006.

LUNSTRA, D. D., COULTER, G. H. (1997):

Relationship between scrotal infrared temperature patterns and natural mating fertility in beef bulls. *Journal of Animal Science*, 75 (3), 767-764.

MABUCHI, K., CHINZEI, T., FUJIMASA, I., HAENO, S., MOTOMURA, K., YONEZAMA, T. (1998):

Evaluating asymmetrical thermal distributions through image processing. *Engineering in Medicine and Biology Magazine, IEEE*, 17 (2), 47-55.

MAYNTZ, J. F. (1990):

Vorläufige Ergebnisse zu Konsistenz und Temperatur der Zitzen bei konventionellem und zitzengummifreien Melkverfahren. *Milchwissenschaft*, 45 (5), 291-294.

NG, E. Y.-K., FOK, S.-C. (2000):

A framework for early discovery of breast tumor using thermography with artificial neural network. *Breast Journal*, 9 (4), 341-343.

NIKKHAH, A., PLAIZIER, J. C., EINARSON, M. S., BERRY, R. J., SCOTT, S. L., KENNEDY, A. D. (2005):

Short communication: Infrared thermography and visual examination of hooves of dairy cows in two stages of lactation. *Journal of Dairy Science*, 88, 2749-2753.

ORDOLFF, D. (2000):

Oberflächentemperaturen an Euter und Zitze bei konventionellen und automatischen Melkverfahren. *Kieler Milchwirtschaftliche Forschungsberichte*, 52 (1), 5-10.

PAULRUD, C. O., CLAUSEN, S., ANDERSEN, P. E., BJERRING, M., RASMUSSEN, M. D. (2002):
Infrared thermography to evaluate milking induced alterations in teat tissue fluid circulation. *Journal of Dairy Science*, 85, Supplement 1, 84 (Abstract).

PUROHIT, R. C., HUDSON, R. S., RIDDELL, M. G., CARSON, R. L., WOLFE, D. F., WALKER, D. F. (1985):
Thermography of the bovine scrotum. *American Journal of Veterinary Research*, 46 (11), 2388-2392.

RING, F. F. J. (2004):
Personal communication: Quality assurance in medical thermography: Is it necessary? *UK Symposium on Medical IRT, Glamorgan (National Physical Laboratory, Middlesex), 25 October 2004, Thermology International*, 14 (4), 146 (Abstract).

RÖHLINGER, P., GRUNOW, CH., REICHMANN, A., ZIMMERHACKEL, M. (1979):
Voruntersuchungen zur Ermittlung der Anwendungsgebiete der Infrarotmeßtechnik in der Veterinärmedizin. *Monatshefte für Veterinärmedizin*, 34, 287-291.

RÖHLINGER, P. (1979):
Zur Anwendung der Infrarottechnik in der Veterinärmedizin. *Arch. Exper. Vet. med.*, Leipzig, 33 (6), 851-856.

ROTHDACH, P. (2000):
Dreijährige Erfahrungen und neue Erkenntnisse bezüglich einer bildgebenden Regulationsthermographie hoher Auflösung im Vergleich zu herkömmlichen Methoden. *EHK*, 9, 561-578.

SCHAEFER, A. L., COOK, N., TESSARO, S. V., DEREGET, D., DESROCHES, G., DUBESKI, P. L., TONG, A. K. W., GODSON, D. L. (2004):
Early detection and prediction of infection using infrared thermography. *Canadian Journal of Animal Science*, 84 (1), 73-80.

SCHAEFER, A. L., SCOTT, S. L., LACASSE, P., TONG, A. K. W. (2004):
Early detection of inflammation and infection using infrared thermography. *United States Patent Application: 0040019269*.
Adresse: www.freepatentsonline.com/7277744.html
Letzter Zugriff: 08.11.2007.

SCHMOLDT, P., PRANGE, H. (1975):
Zur Rationalisierung der veterinärmedizinischen Arbeit in der industriemäßigen Rinder- und Schweineproduktion. *Monatshefte für Veterinärmedizin*, 30, 166-171.

SCHULZE, M. (2003):
Thermographie am Huf. *Vet. med. Diss., Berlin*.

SCHUTZ, M. M., EICHER, S. D., TOWNSEND, J. M., SHAW, G., KOCAK, D. M. (2001):

Evaluation of early detection of induced *Staphylococcus aureus* mastitis using infrared thermography. *Journal of Dairy Science*, 84, Supplement 1, 150-151 (Abstract).

SCOTT, S. L., SCHAEFER, A. L., TONG, A. K. W., LACASSE, P. (2000):

Use of infrared thermography for early detection of mastitis in dairy cows. (Proceedings of the Canadian Society of Animal Science annual meeting, Winnipeg, MB, August 2000), *Canadian Journal of Animal Science*, 80 (4), 764-765 (Abstract).

SCOTT, S. (2001):

Development of an early detection method for mastitis using infrared thermography. Brandon Research Centre, Agriculture & Agri-Food Canada.

Adresse: www.gov.mb.ca/agriculture/research/ardi/projects/00-404.html. Letzter Zugriff: 13.12.2006.

SPIRE, M. F., DROUILLARD, J. S., GALLAND, J. C., SARGEANT, J. M. (1999):

Use of infrared thermography to detect inflammation caused by contaminated growth promotant ear implants in cattle. *JAVMA*, 215 (9), 1320-1324.

STEPHAN, E., GÖRLACH, A. (1971):

Oberflächentemperaturmessungen mit Infrarot-Thermogrammen in der Veterinärmedizin (Vorläufige Mitteilung). *Deutsche Tierärztliche Wochenschrift*, 78 (11), 330-332.

STEWART, M., WEBSTER, J.R., SCHAEFER, A.L., COOK, N.J., SCOTT, S.L. (2005):

Infrared thermography as a non-invasive tool to study animal welfare. *Animal Welfare*, 14 (4), 319-325 (Abstract).

Adresse: www.ingentaconnect.com.

Letzter Zugriff: 11.06.2006.

WATMOUGH, D. J., FOWLER, P. W., OLIVER, R. (1970):

The thermal scanning of a curved isothermal surface: Implications for clinical thermography.

Phys. Med. Biol., 15 (1), 1-8.

WILLIS, S. (2005):

Infrared thermography for screening and early detection of mastitis infections in working dairy herds. *InfraMation 2005 Proceedings*, ITC 108 A 2005-06-01, Redwood Infrared.

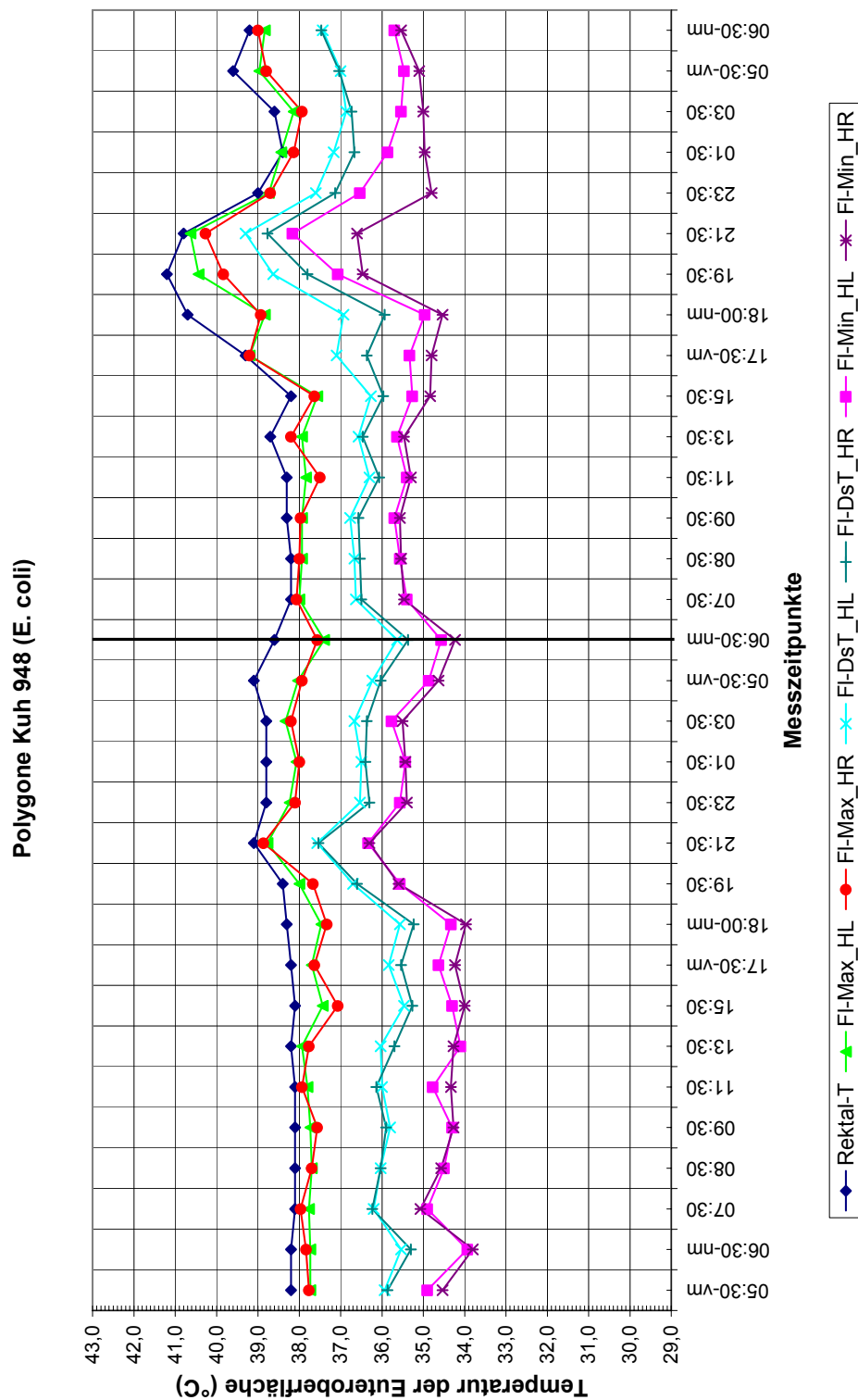
Adresse: www.flirthermography.com/media/2005-035%20Willits.pdf.

Letzter Zugriff: 13.12.2006.

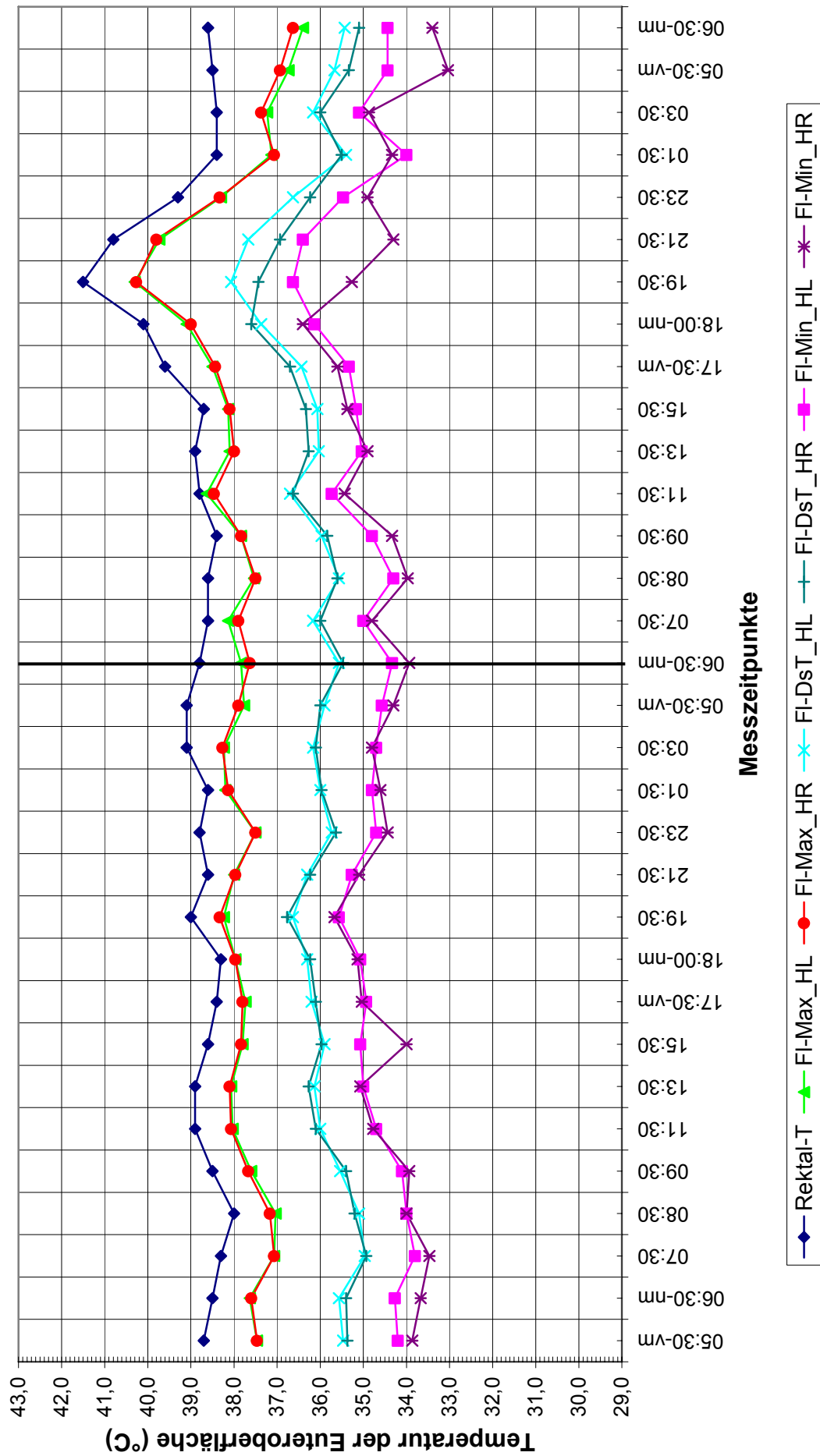
10. Anhang

Anhang 1: Temperaturverläufe der FI-Maximal-, -Minimal- und -

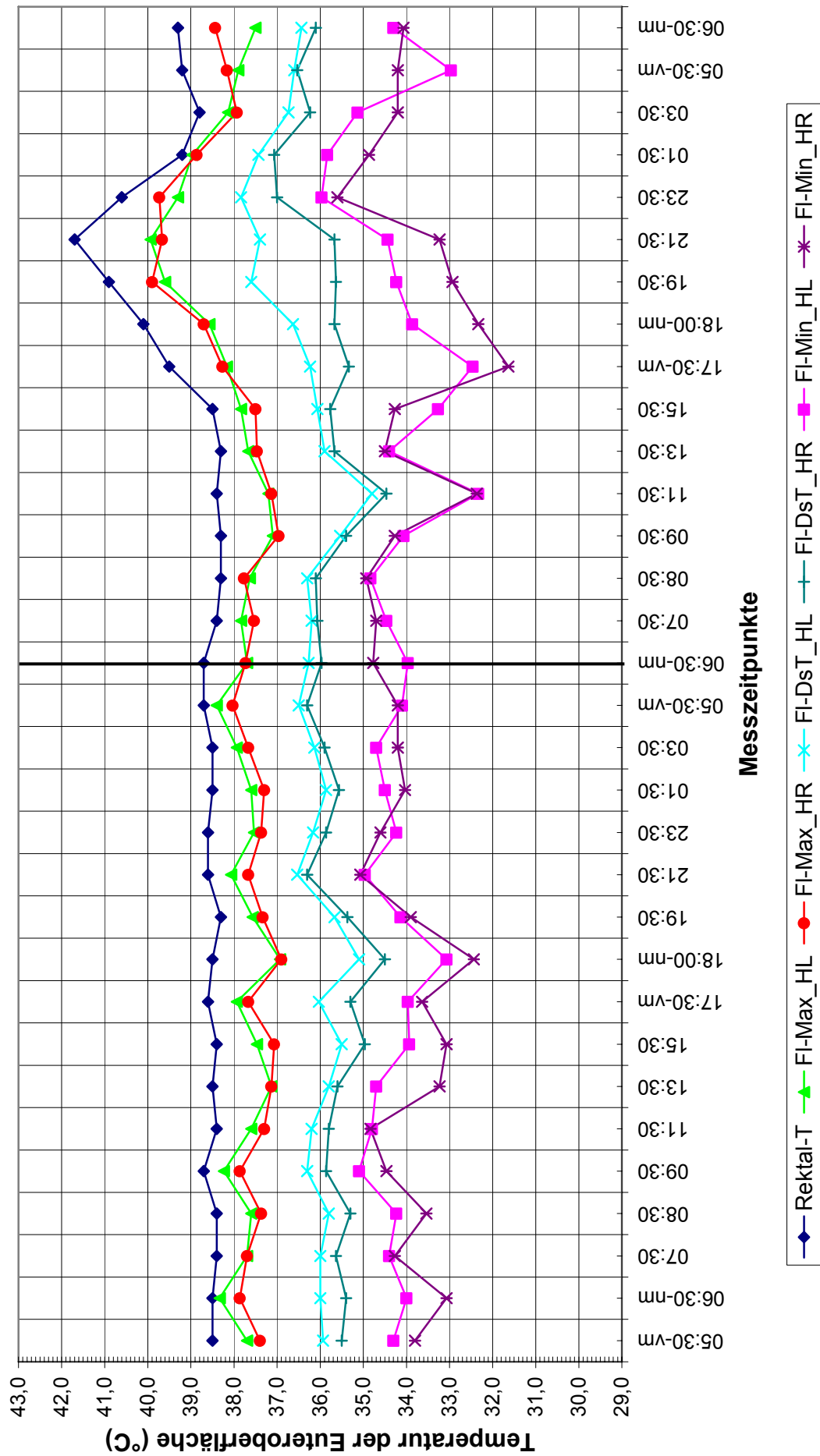
Durchschnittstemperaturen sowie der durchschnittlichen Rektaltemperatur der Auswertungsmethoden Polygone, Rechtecke und Linien bei Tieren mit induzierter Mastitis HR während 48 Stunden: Der Bereich links von der senkrechten Markierung ist die Zeit vor der Infektion, rechts davon nach der Infektion des Euterviertels HR.



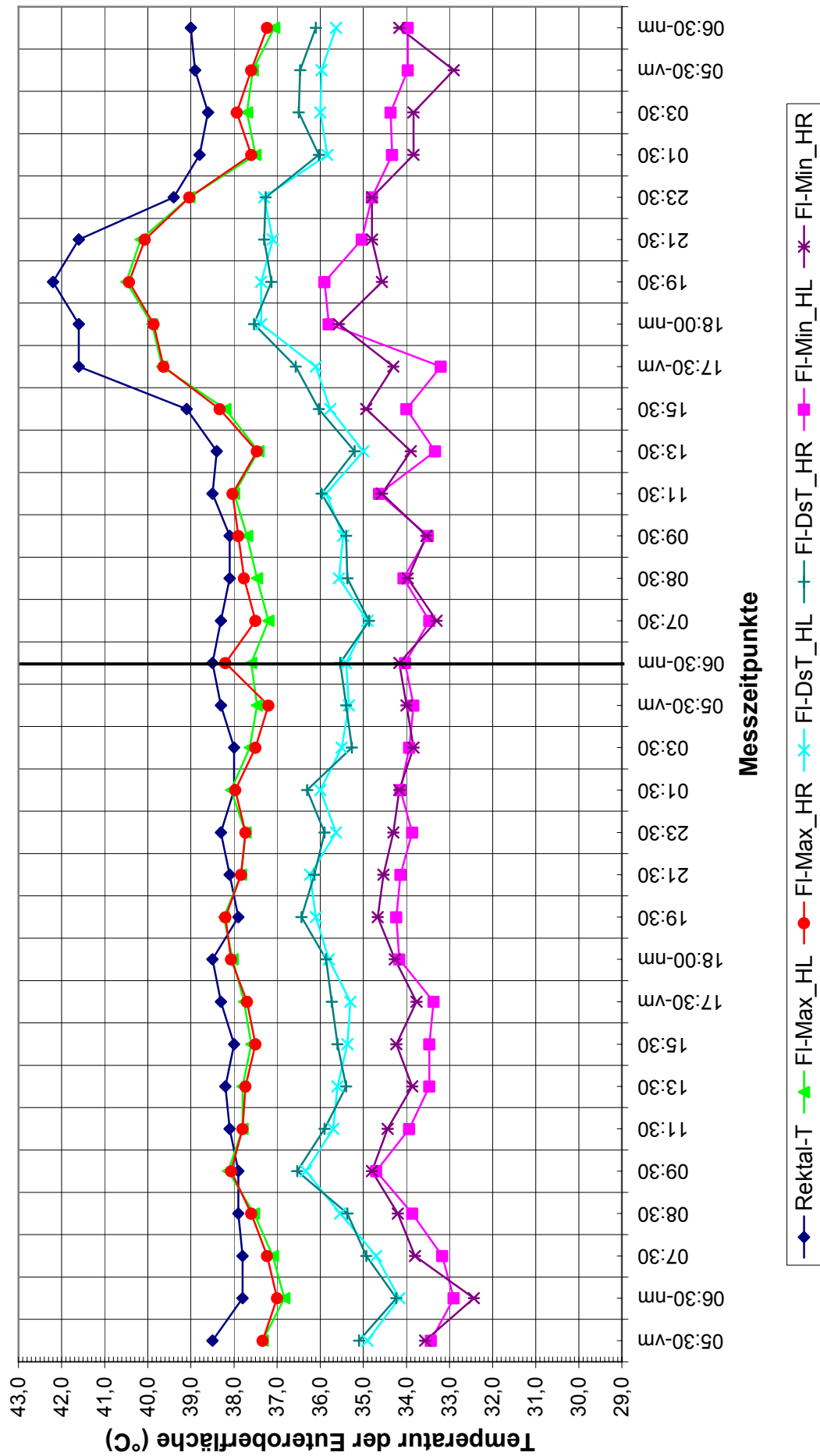
Polygone Kuh 1013 (E. coli)



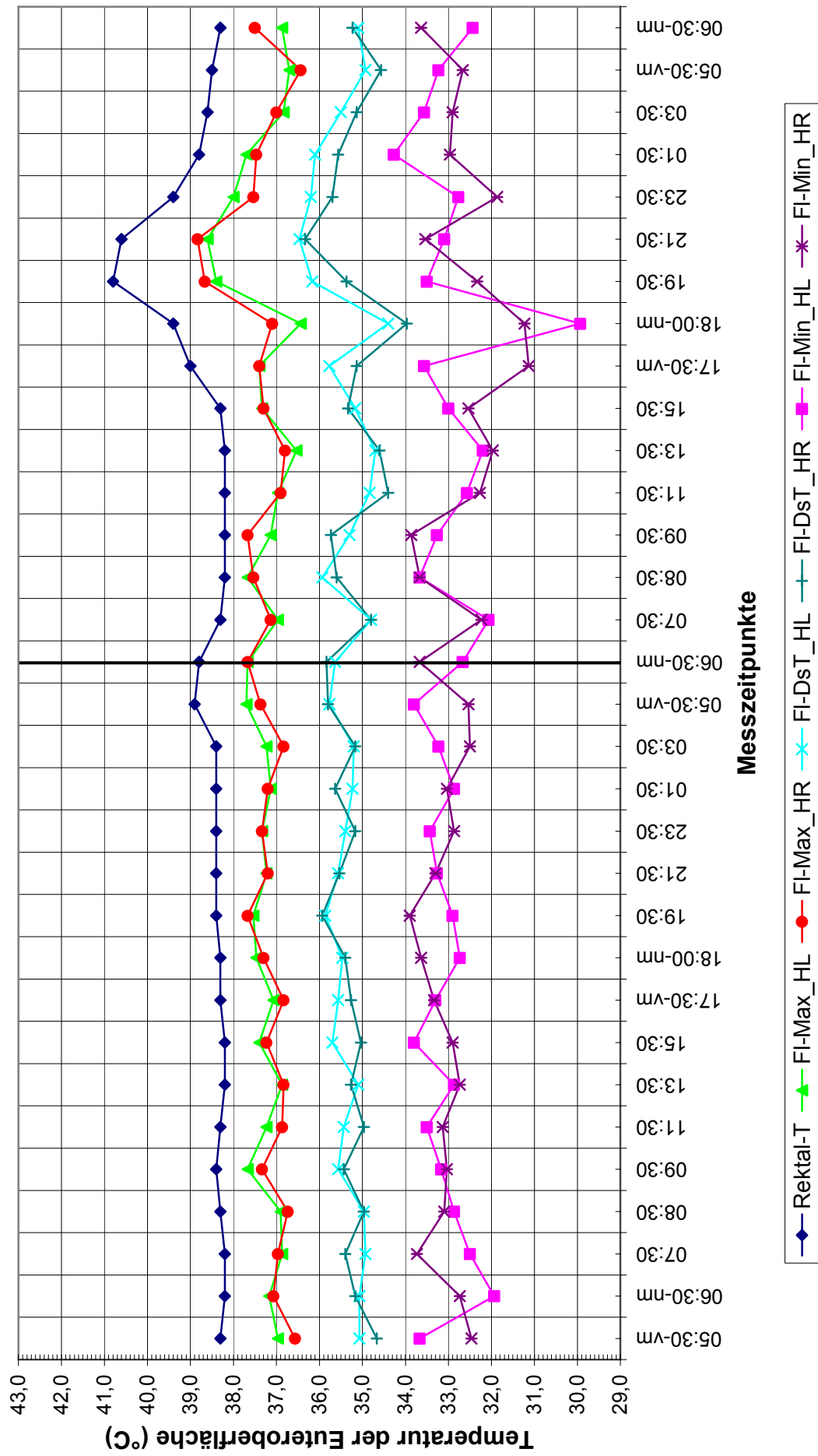
Polygone Kuh 1940 (E.coli)



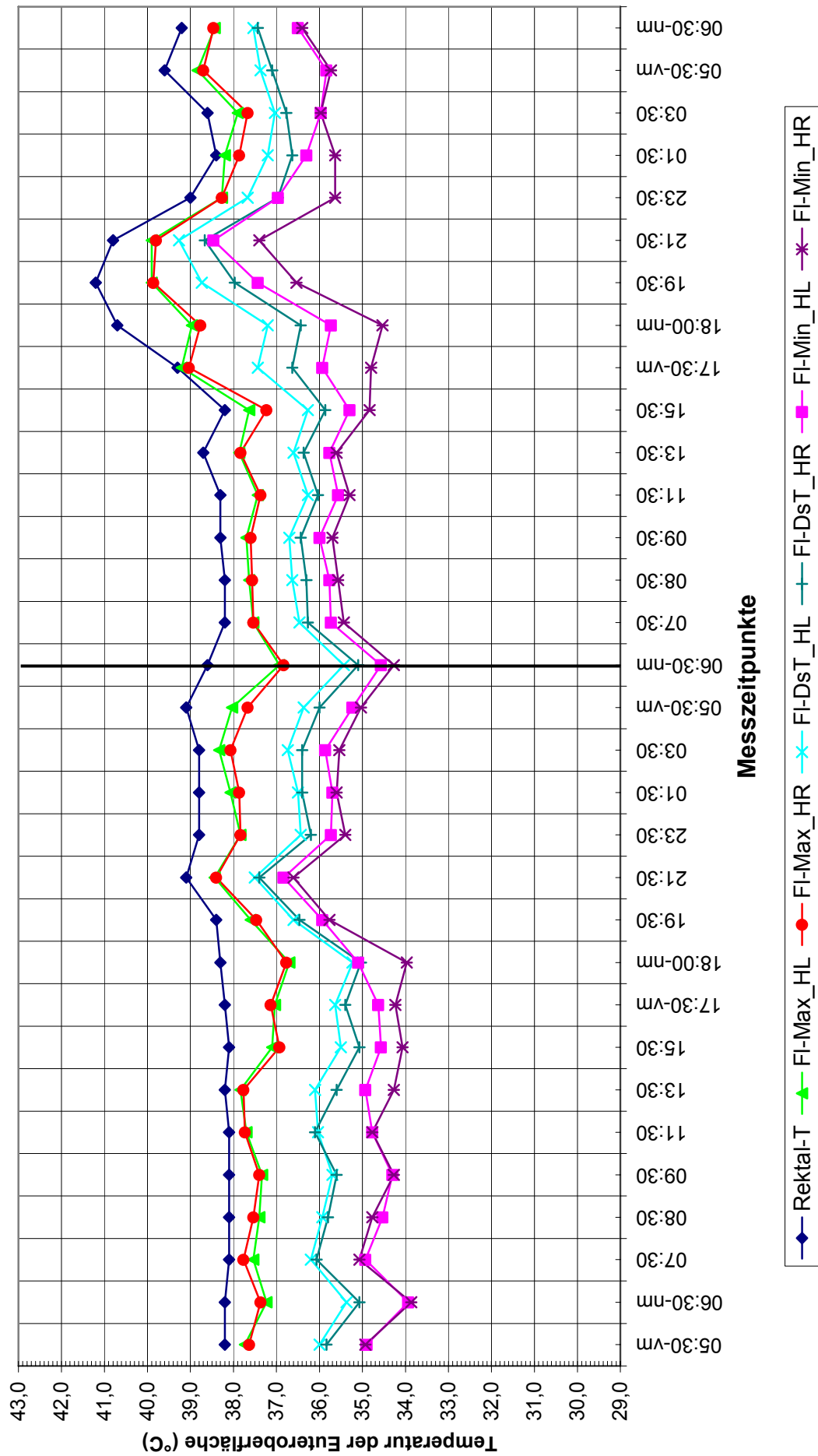
Polygone Kuh 1997 (E.coli)



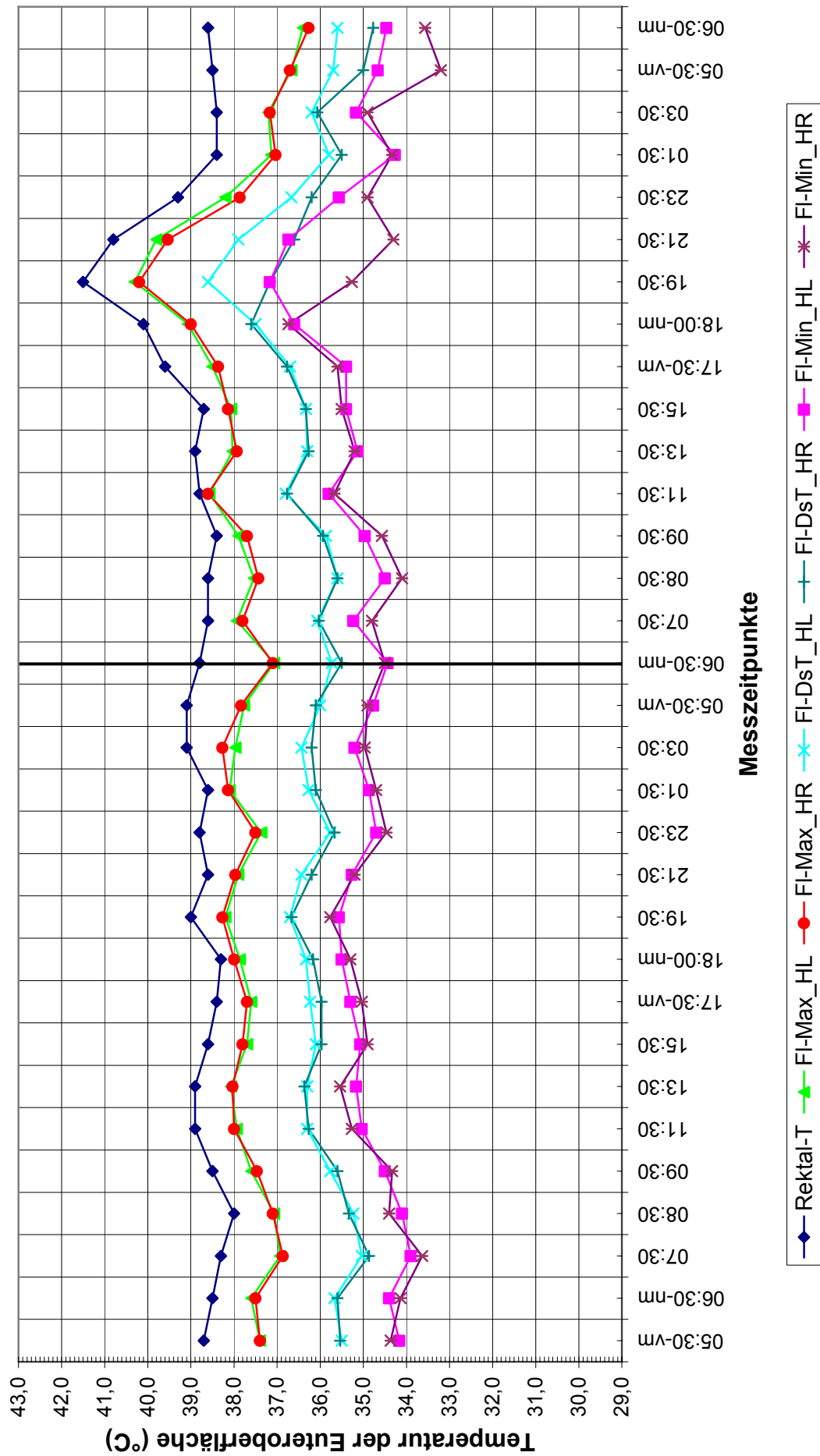
Polygone Kuh 2170 (E.coli)



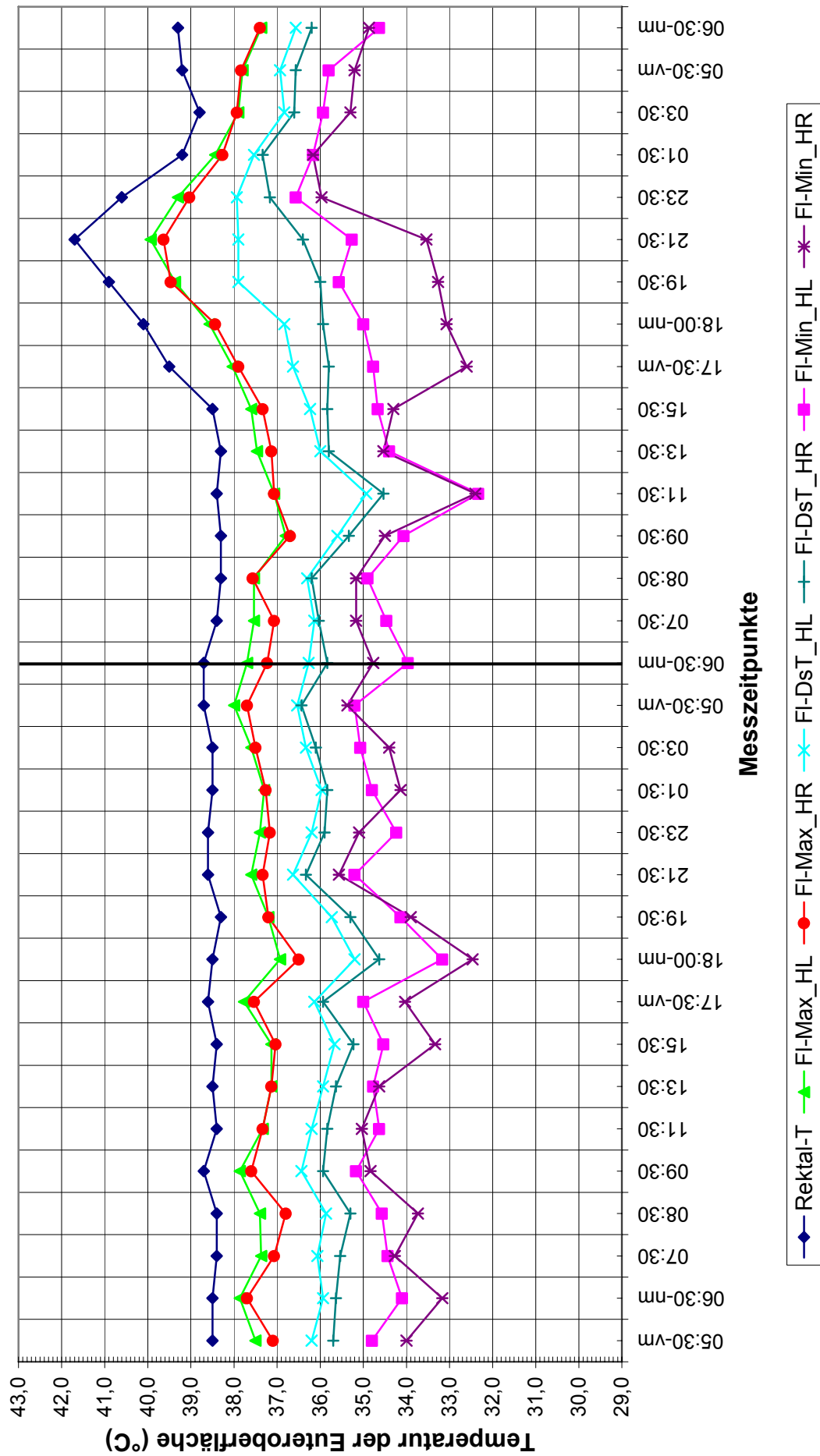
Rechtecke Kuh 948 (E.coli)



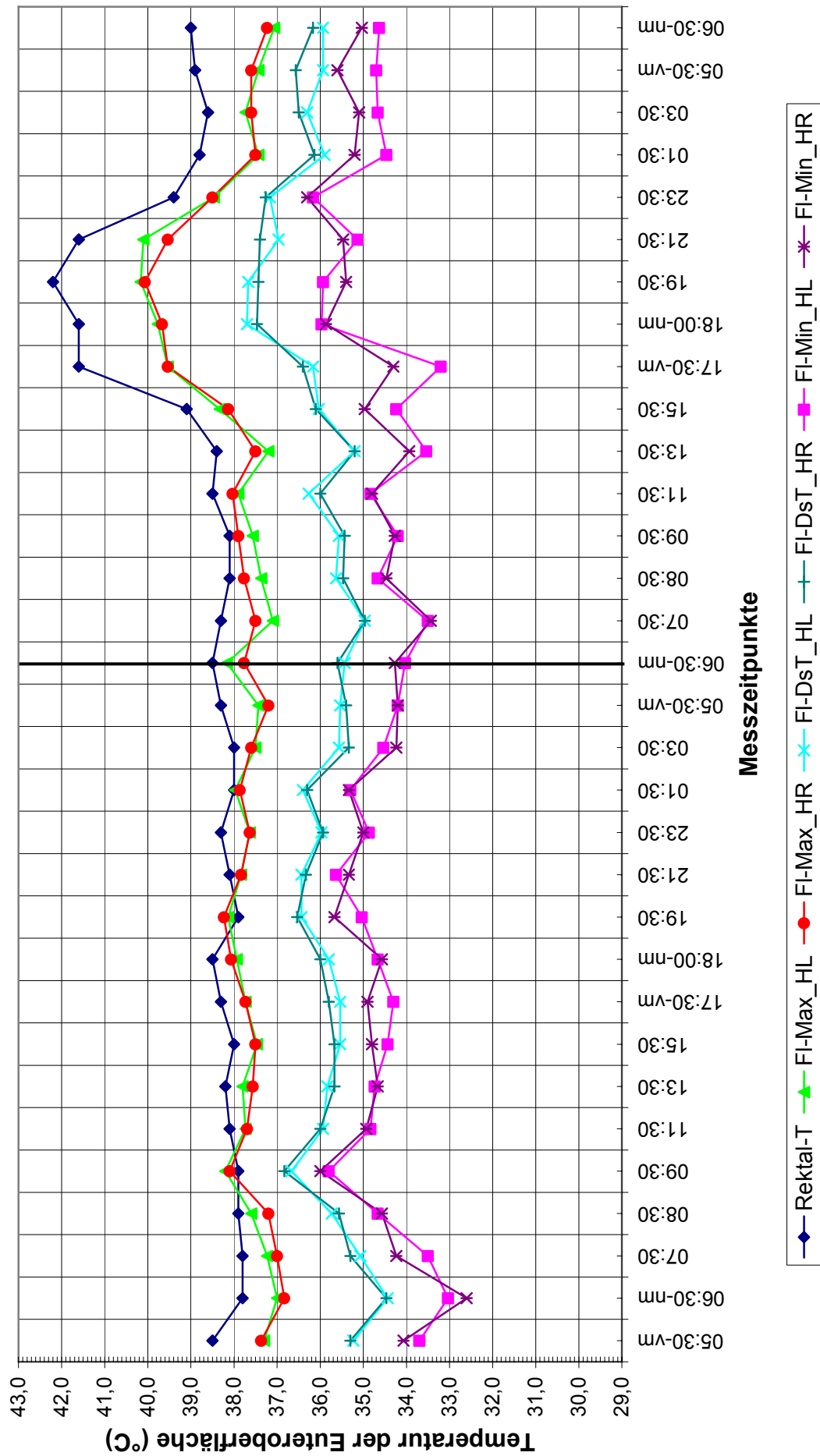
Rechtecke Kuh 1013 (E.coli)



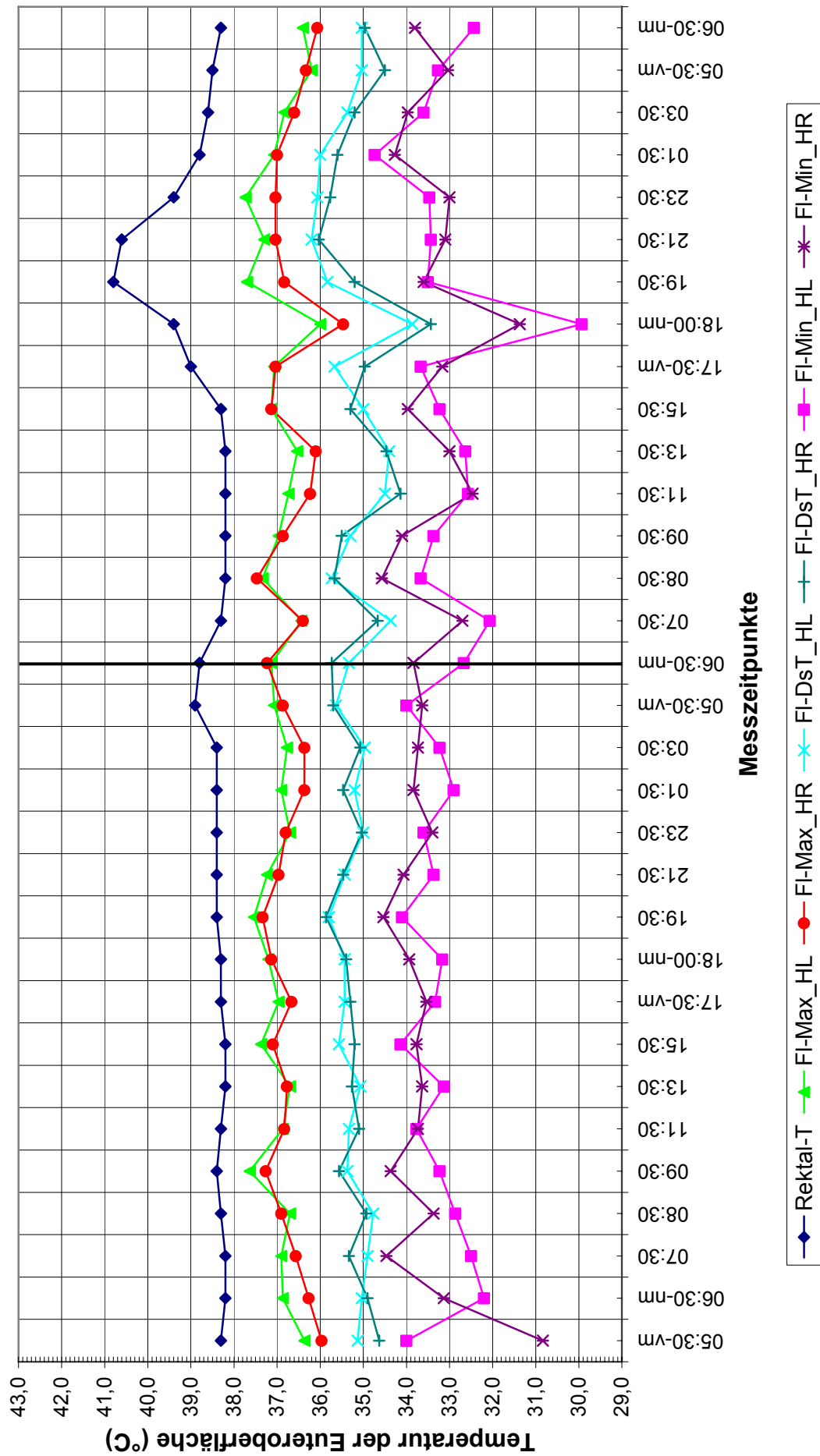
Rechtecke Kuh 1940 (E.coli)



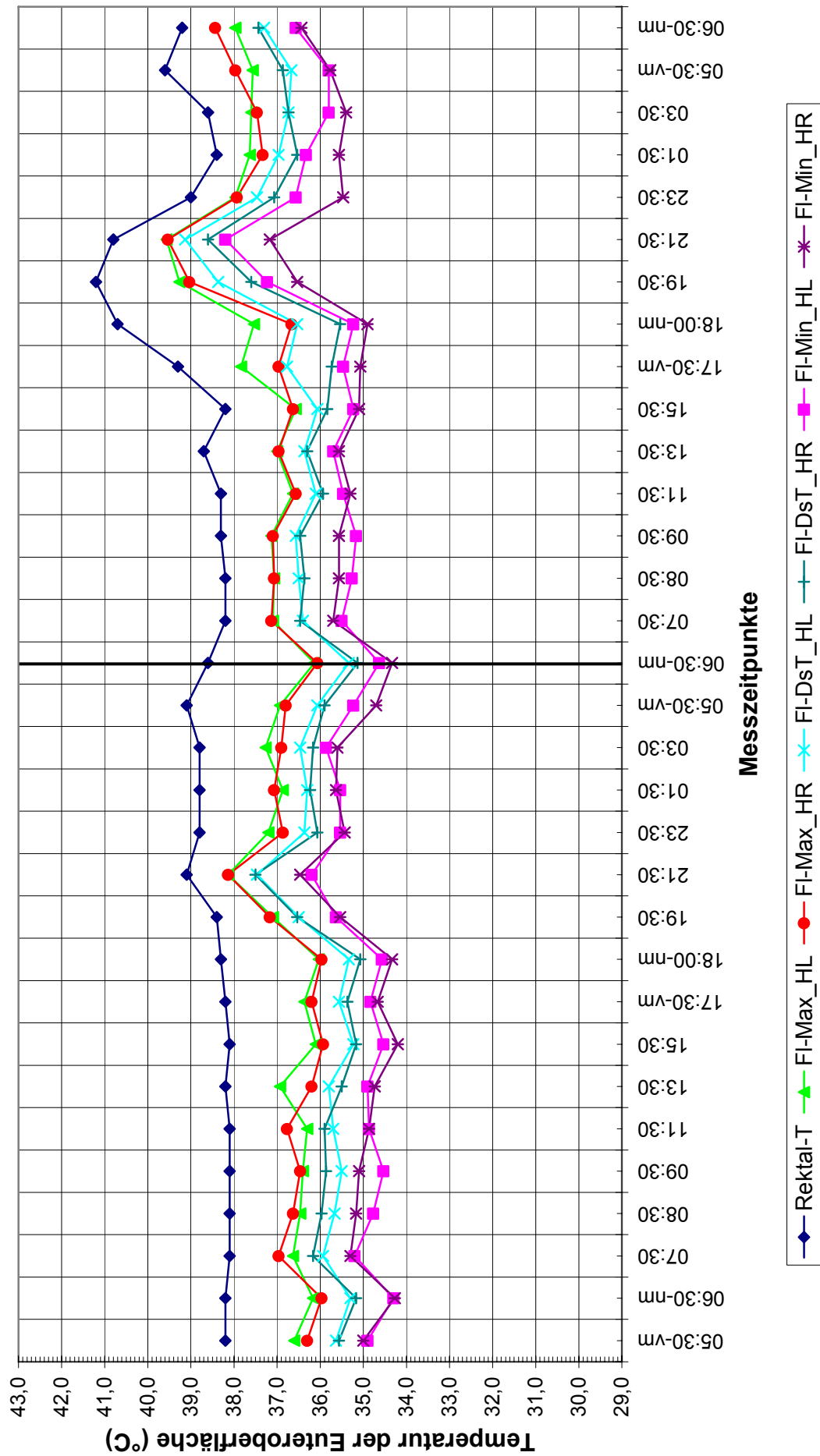
Rechtecke Kuh 1997 (E.coli)



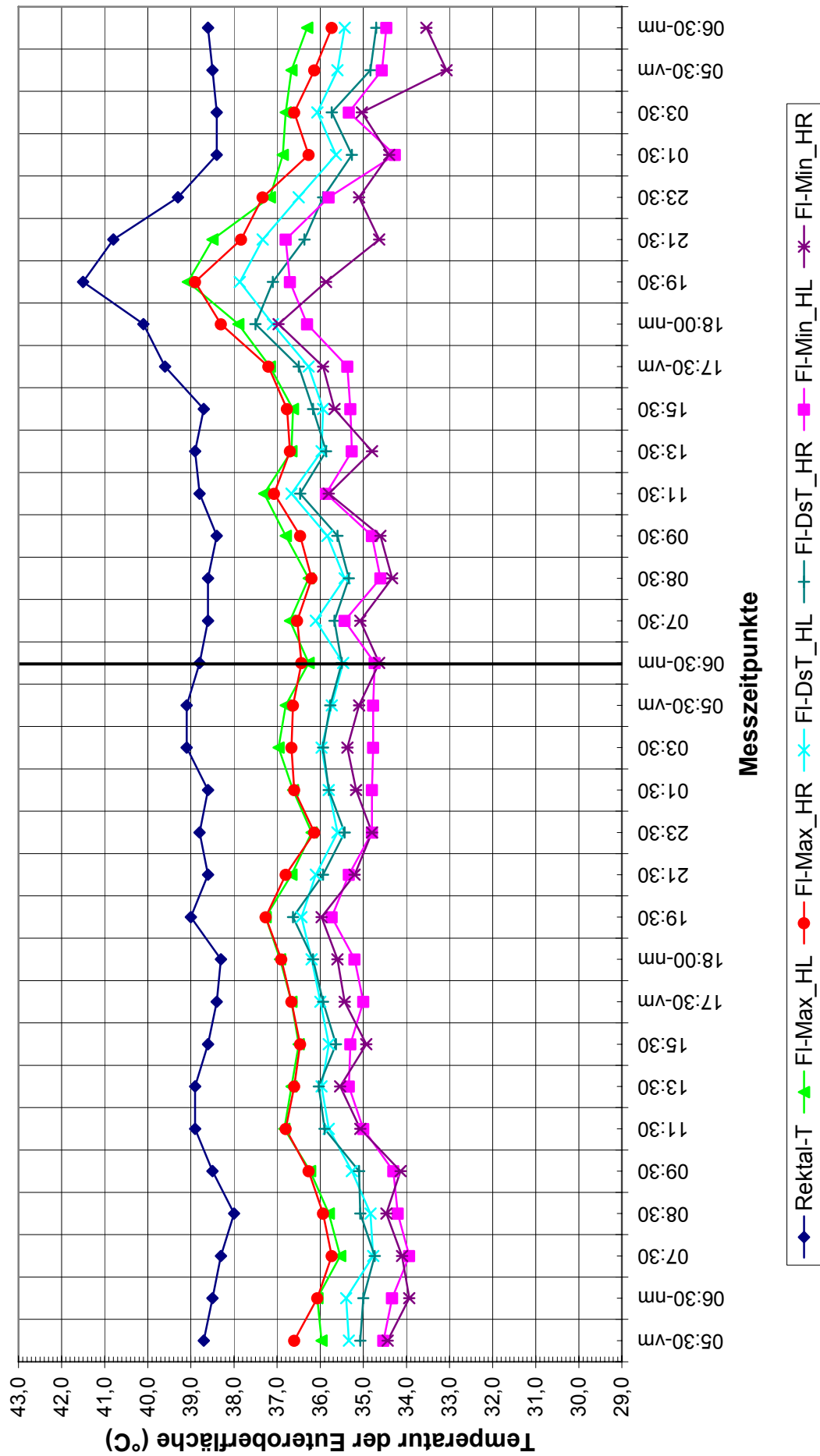
Rechtecke Kuh 2170 (E.coli)



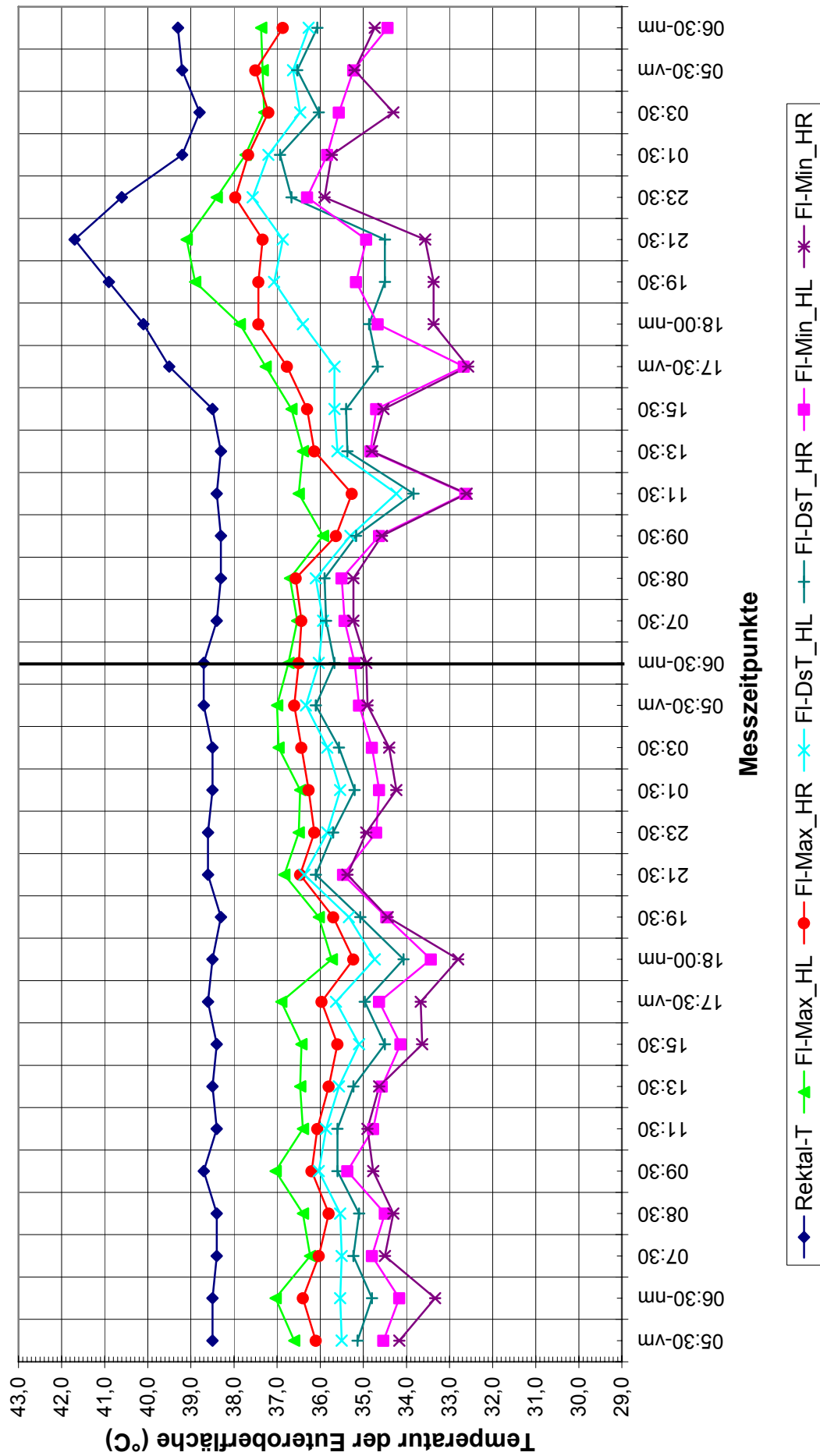
Linien Kuh 948 (E.coli)



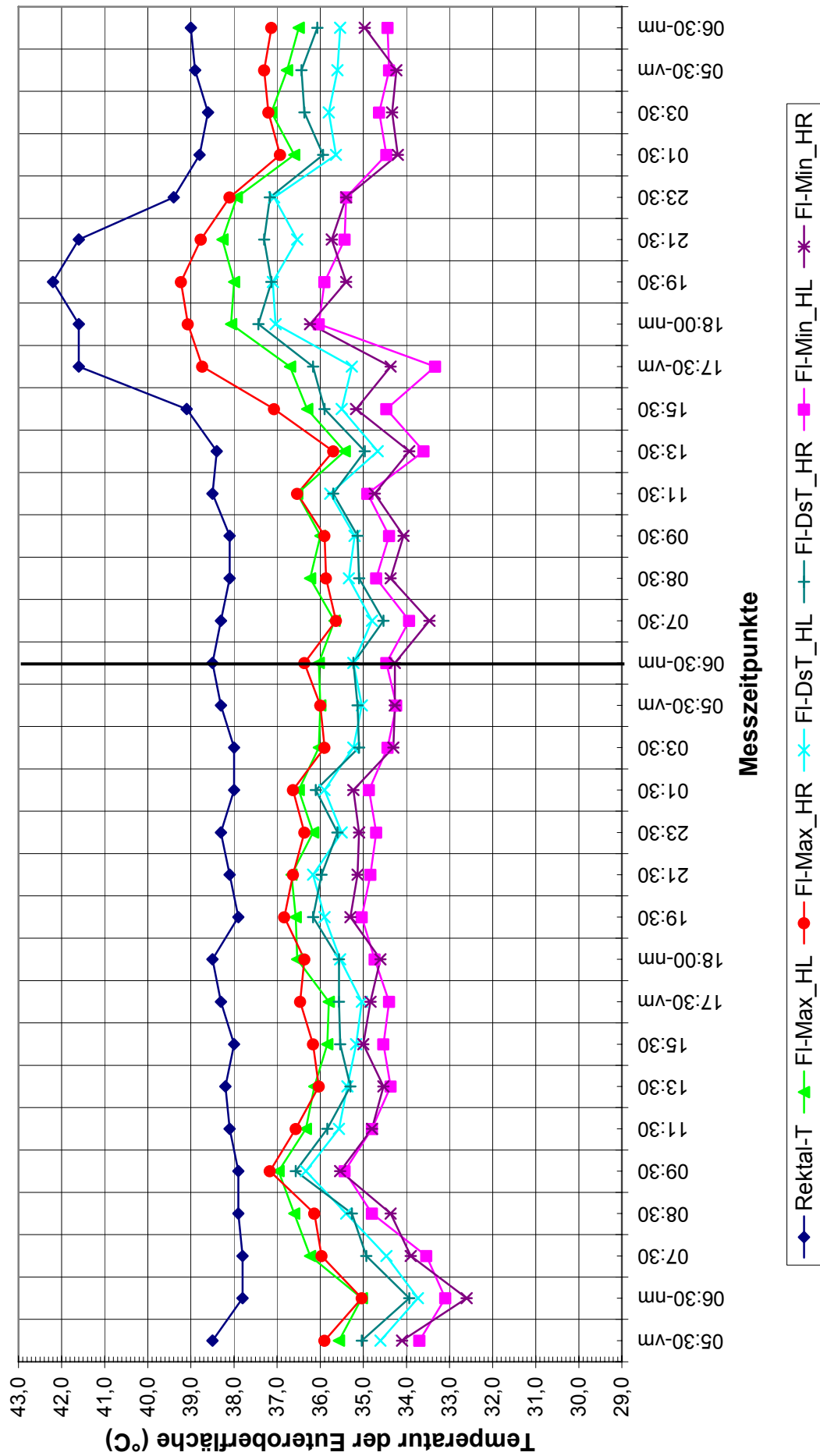
Linien Kuh 1013 (E.coli)



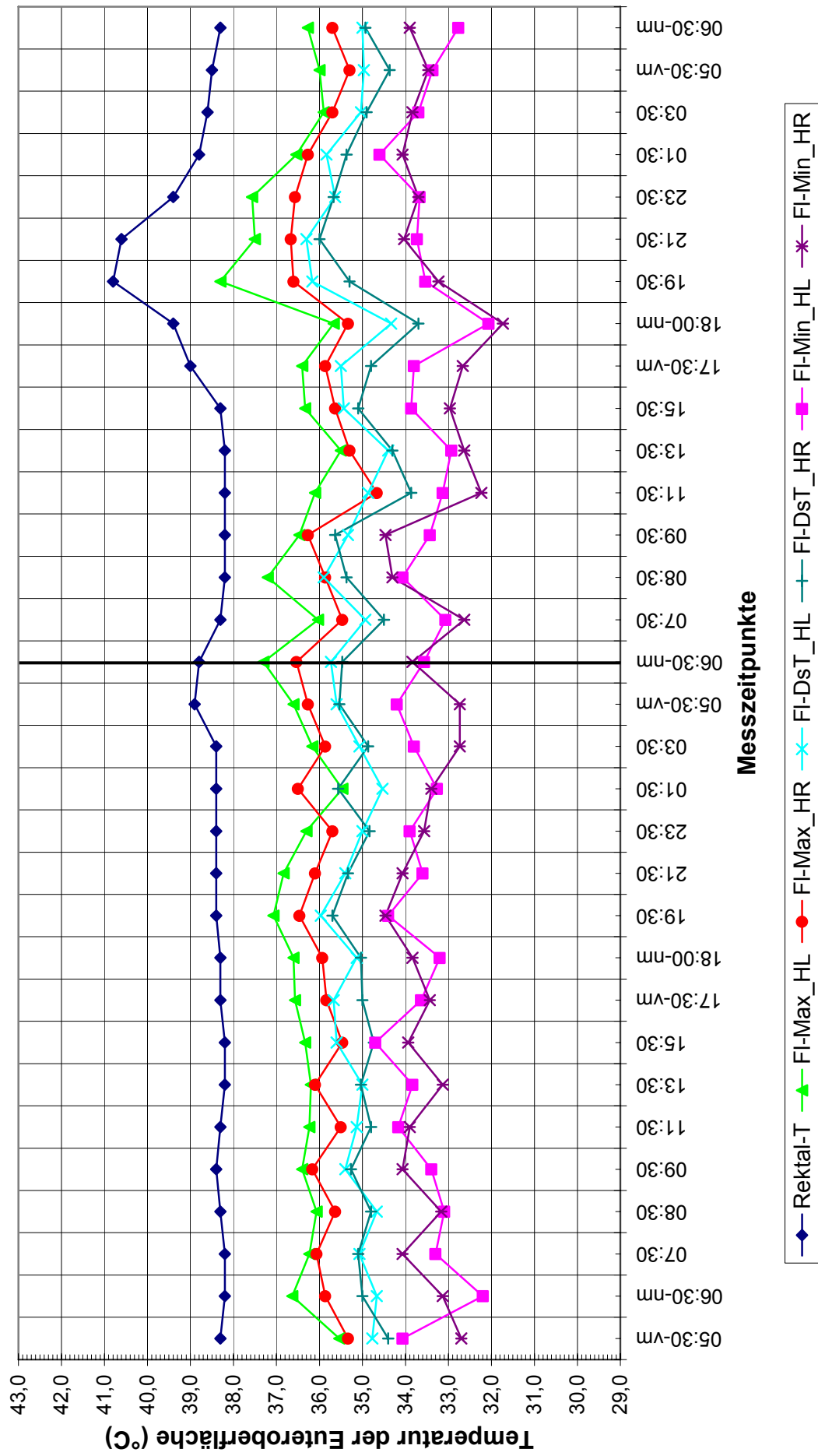
Linien Kuh 1940 (E.coli)



Linien Kuh 1997 (E.coli)

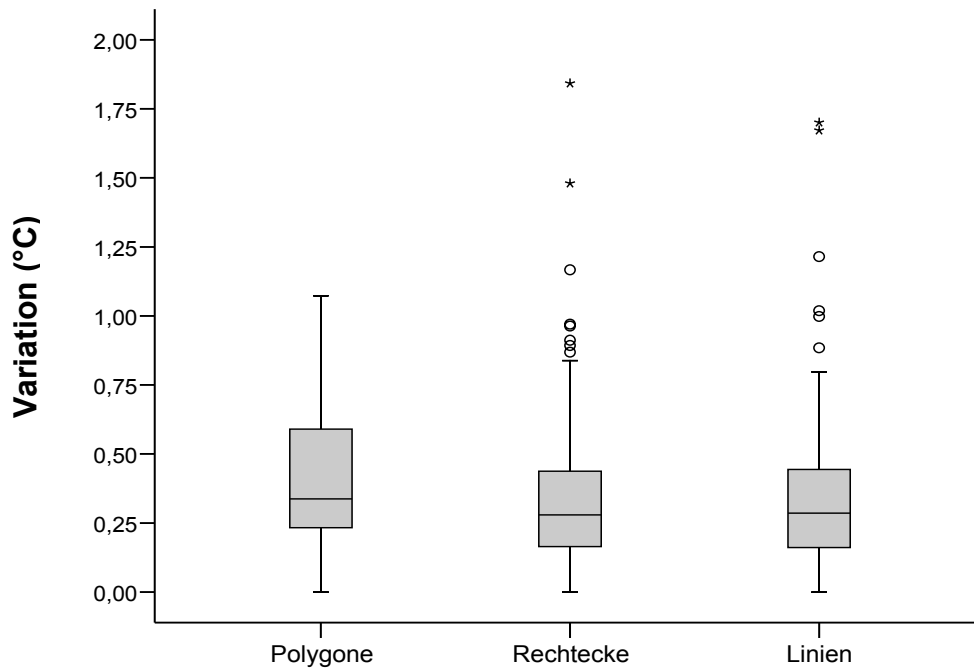


Linien Kuh 2170 (E.coli)

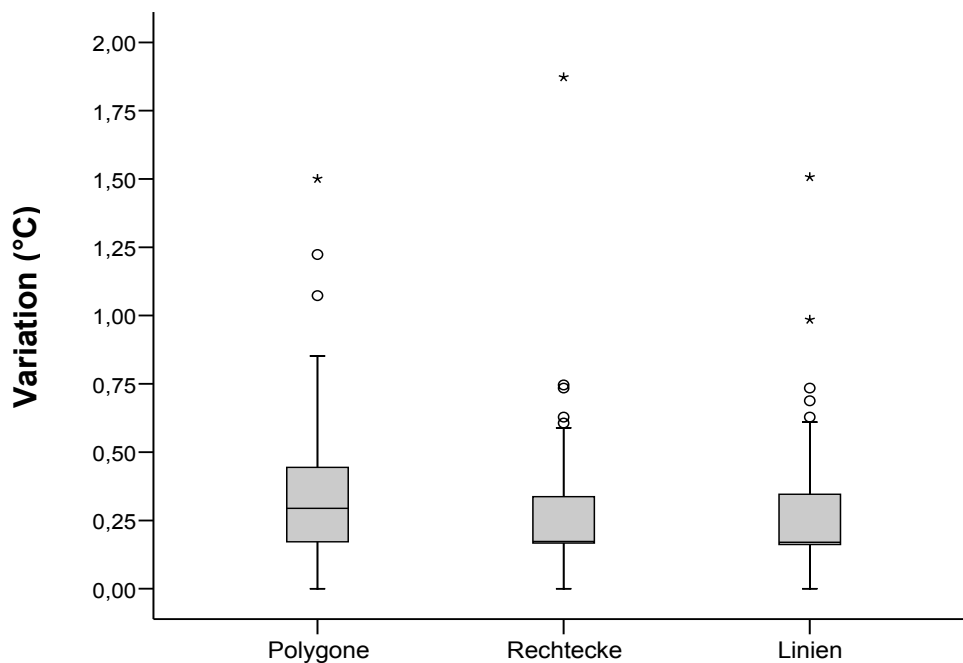


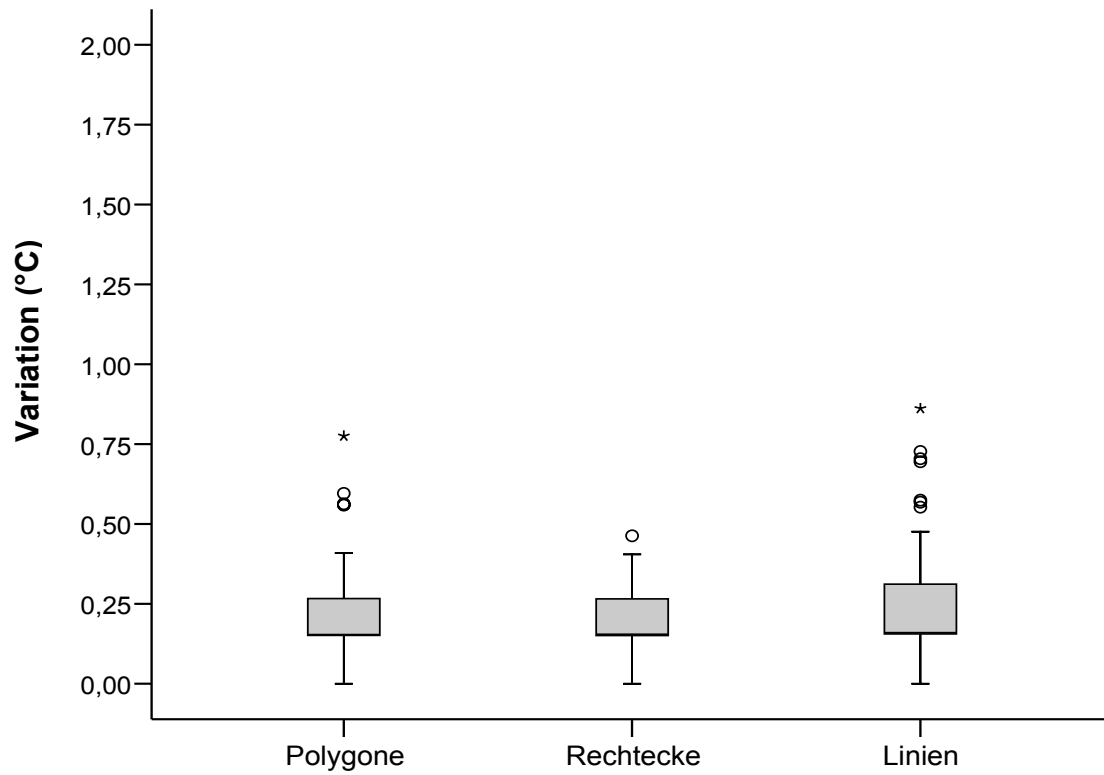
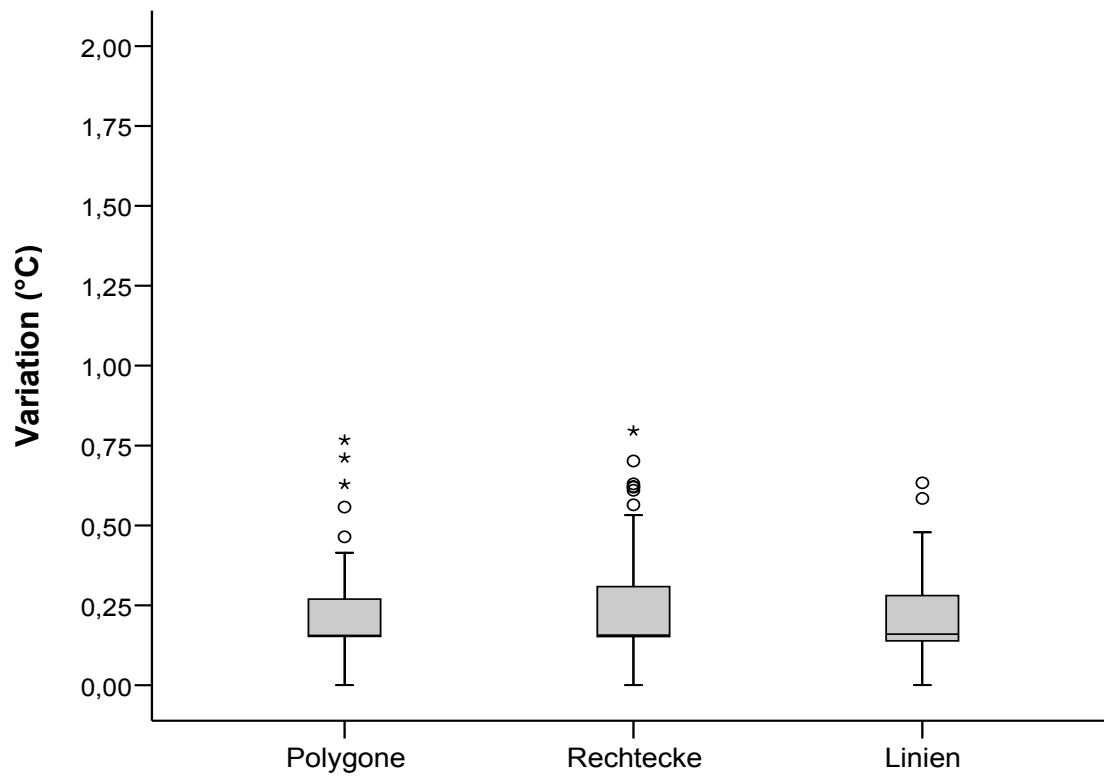
Anhang 2a: Variationskoeffizienten einzelner Messwerte (Min, Max, Max – Min, DsT) von 3 Wiederholungsmessungen mit verschiedenen Auswertungsmethoden (Polygone, Rechtecke oder Linien) eutergesunder Tiere (n = 75), getrennt nach Euterviertel:

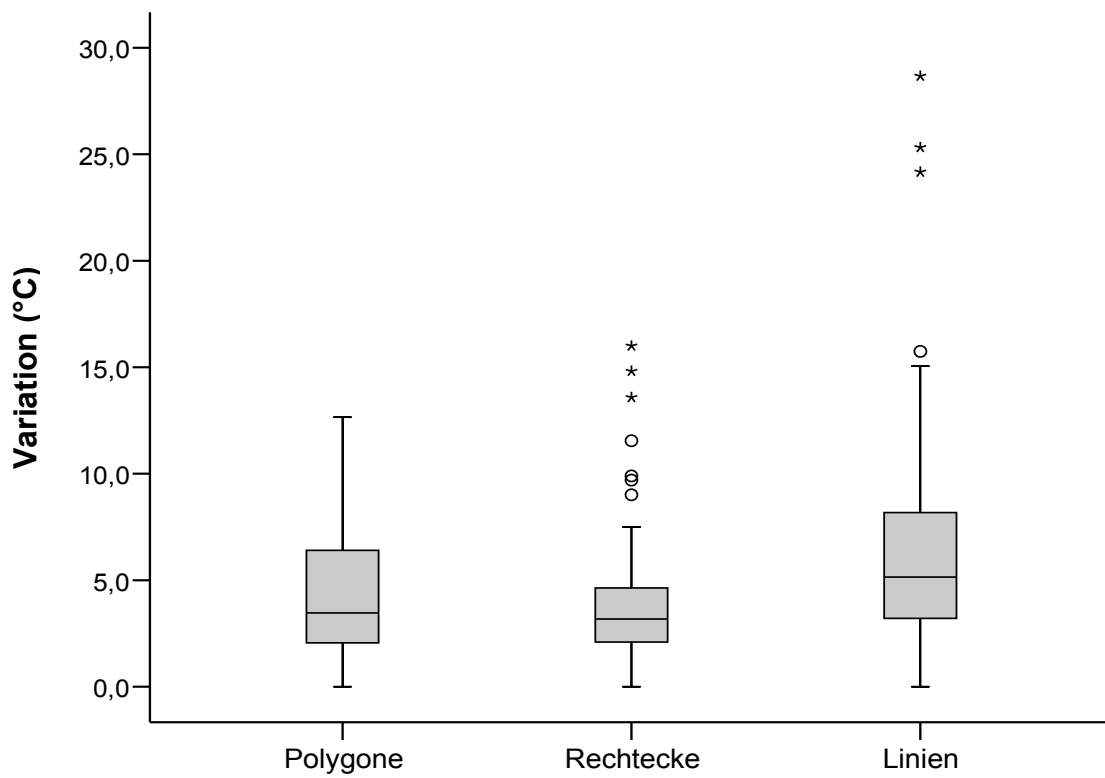
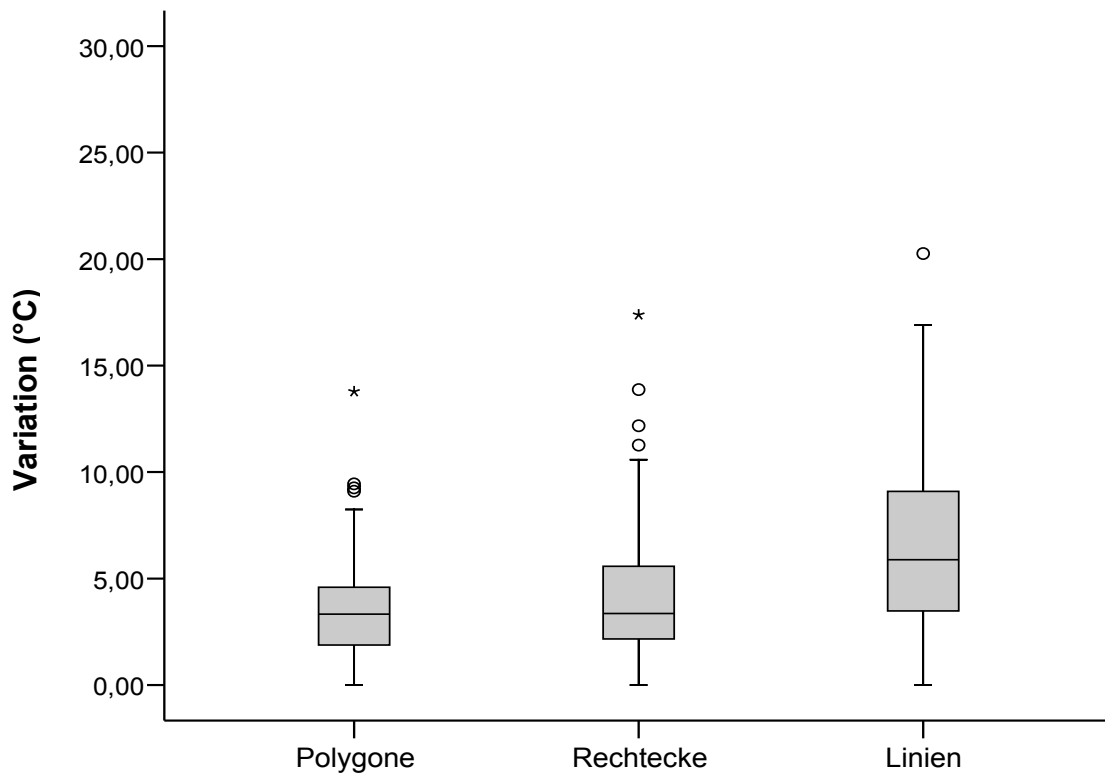
Min-Werte HL:

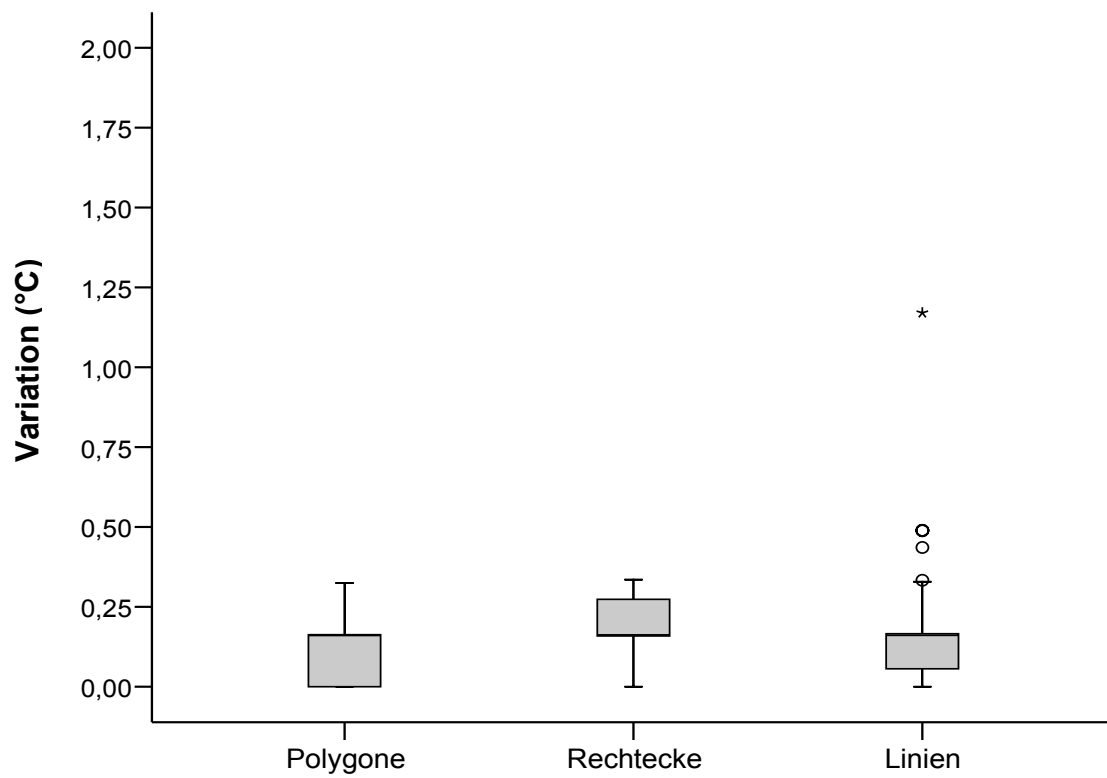
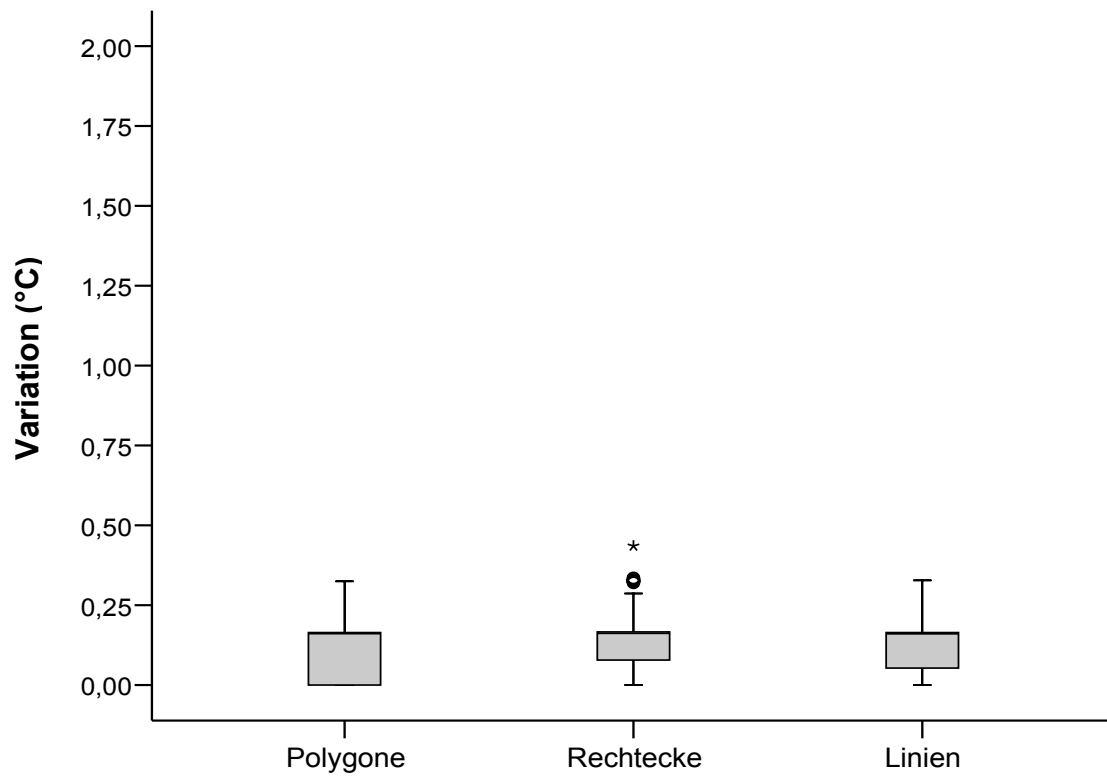


Min-Werte HR:



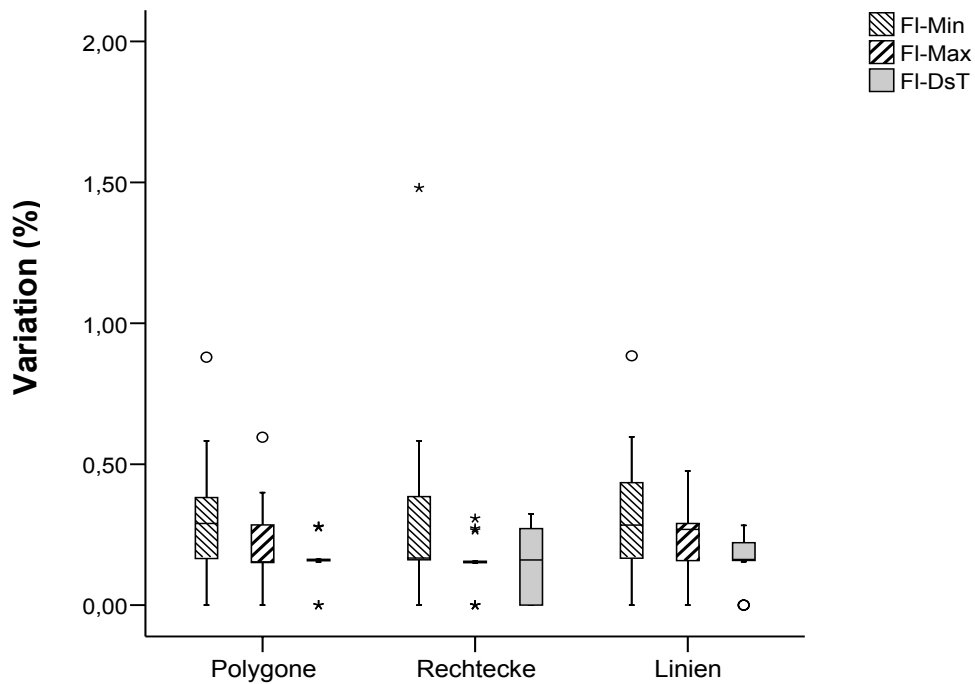
Max-Werte HL:**Max-Werte HR:**

Max – Min-Werte HL:**Max – Min-Werte HR:**

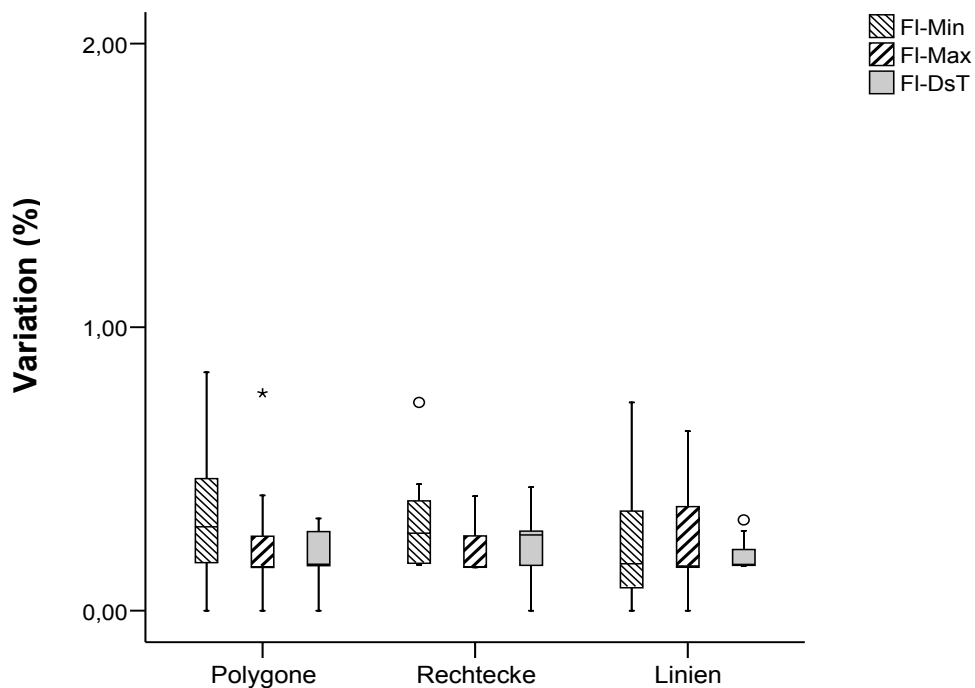
DsT-Werte HL:**DsT-Werte HR:**

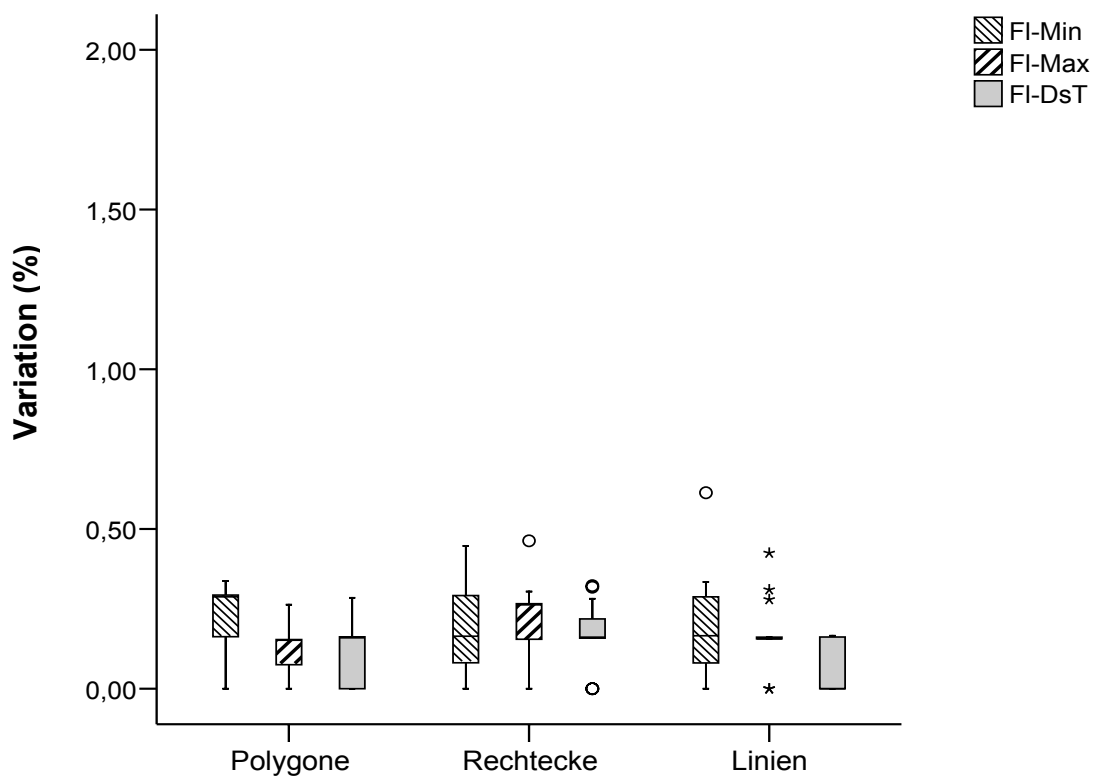
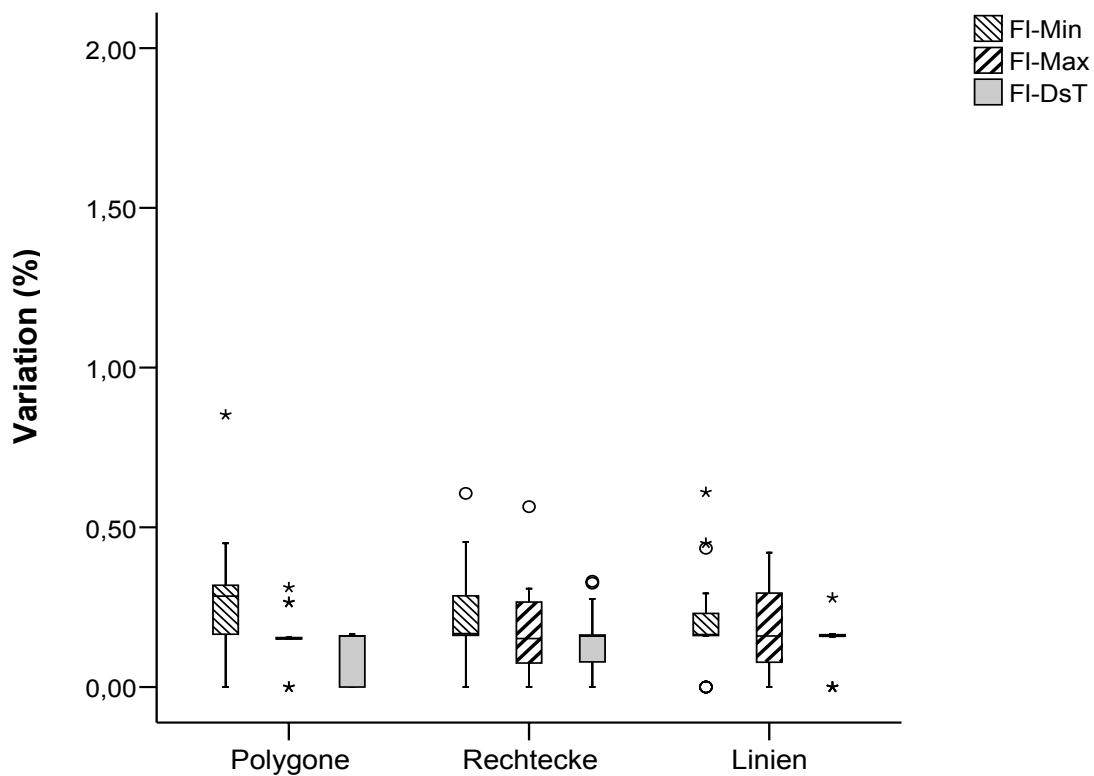
Anhang 2b: Variationskoeffizienten der einzelnen eutergesunden Tiere (n = 75) sowie ausgewählter Messwerte (Min, Max und DsT) beider Euterviertel von drei Wiederholungsmessungen mit verschiedenen Auswertungsmethoden (Polygone, Rechtecke oder Linien):

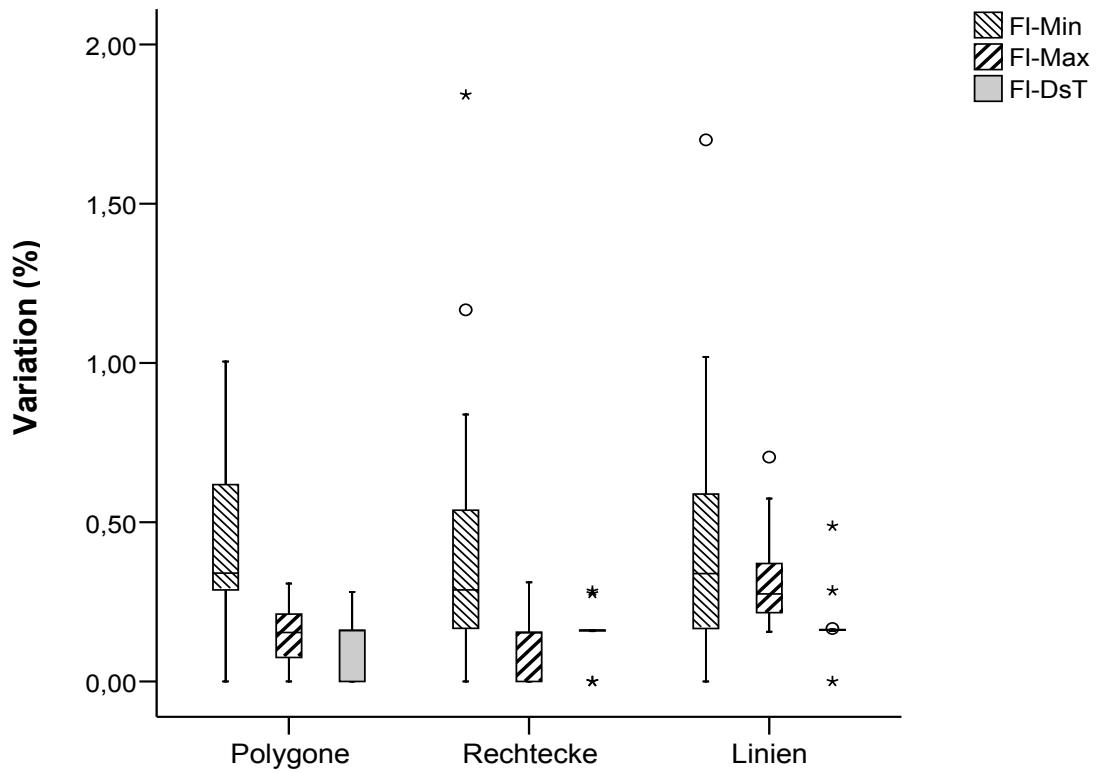
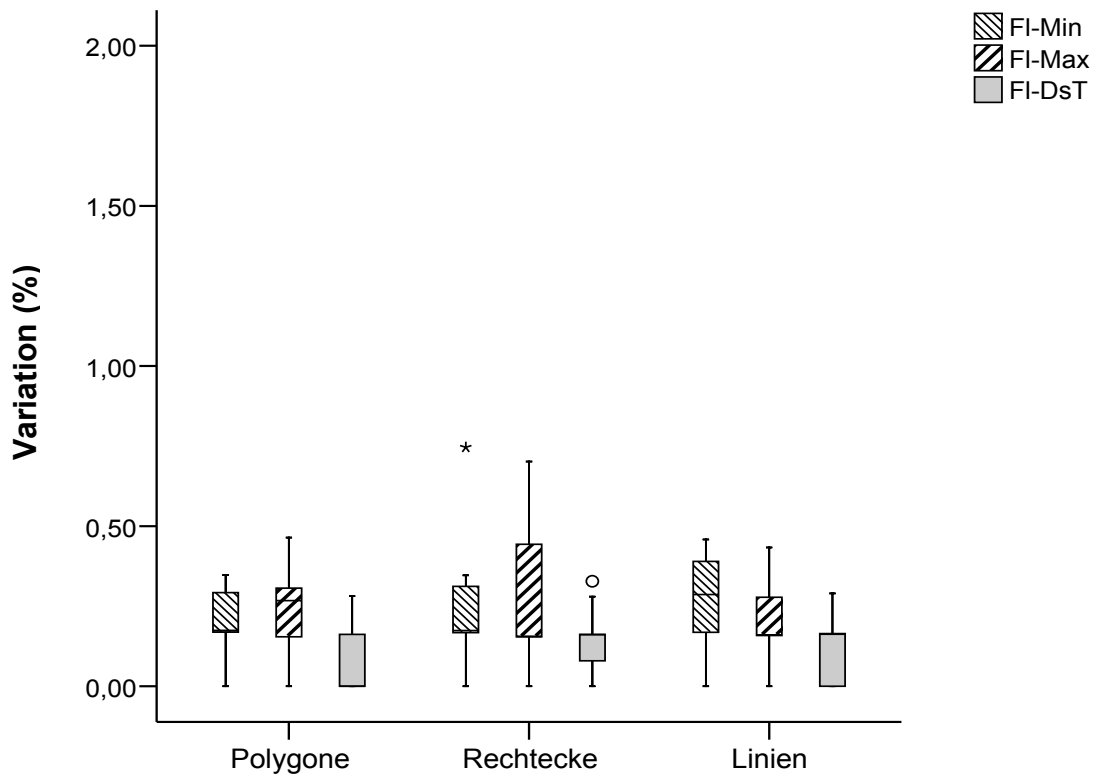
Tier 948 – Viertel HL:

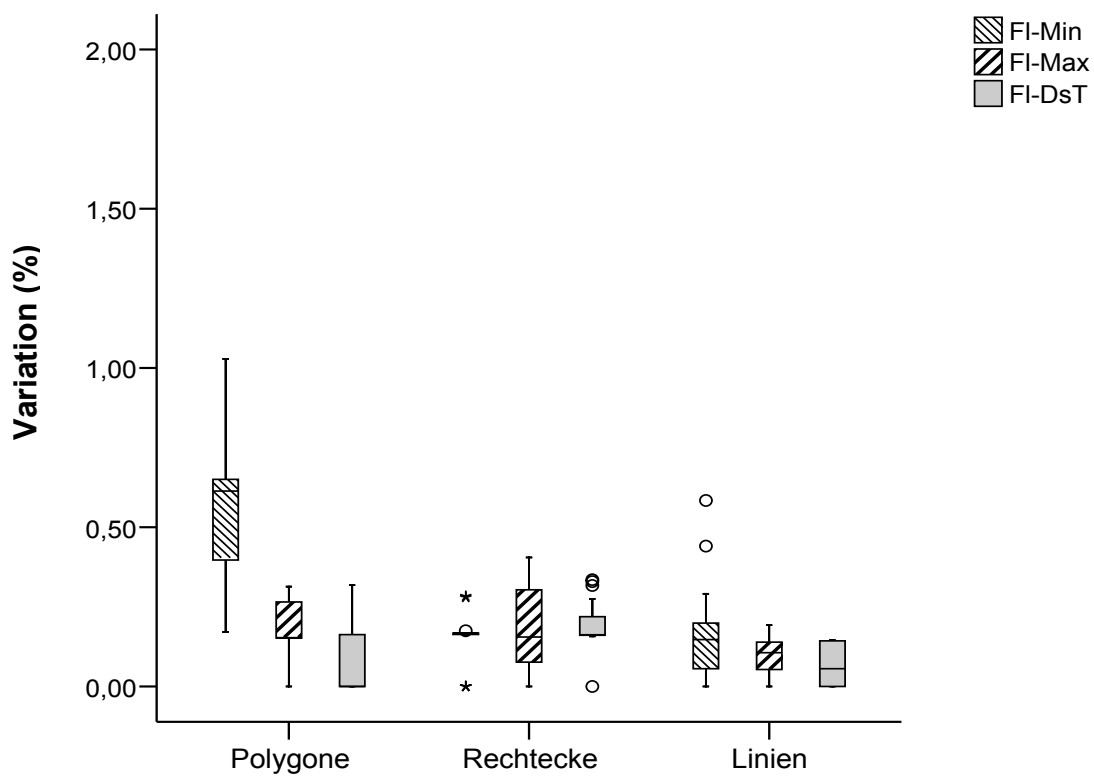
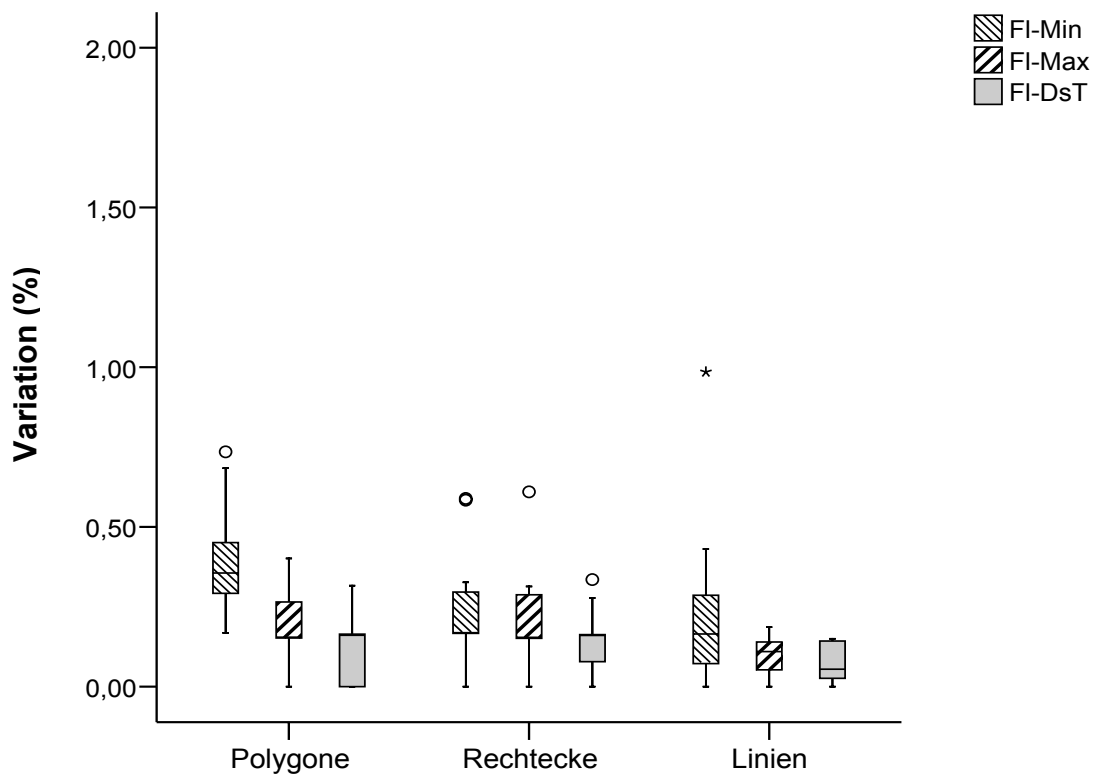


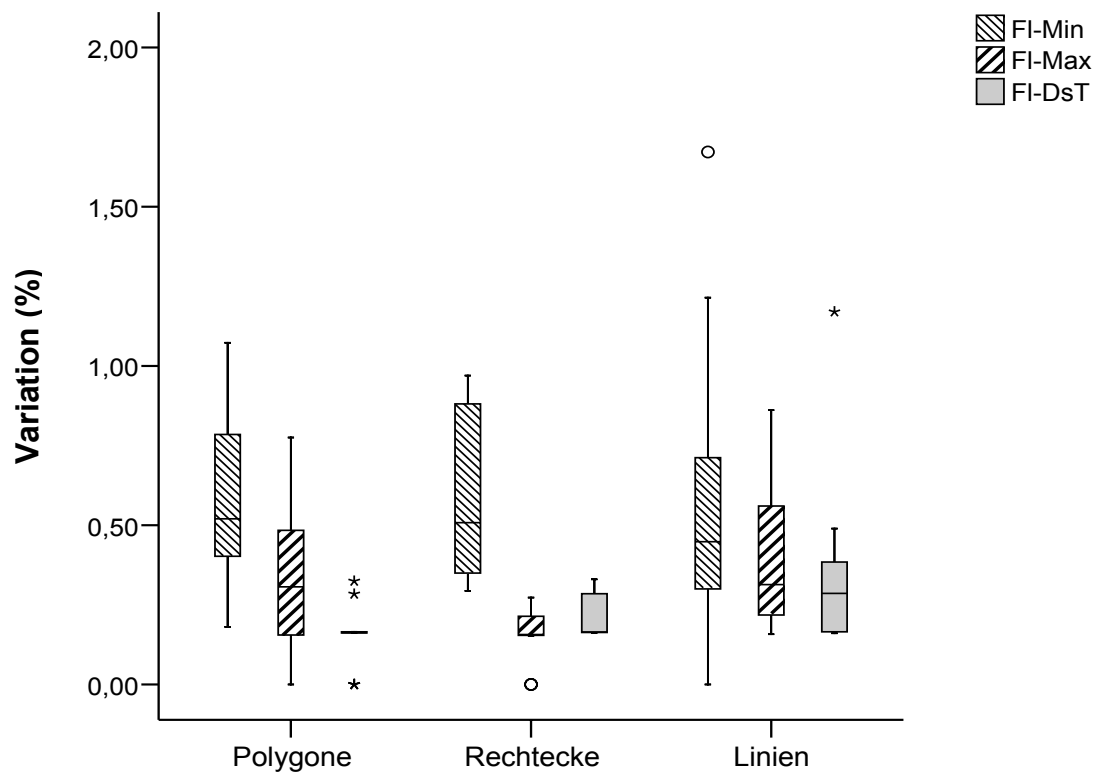
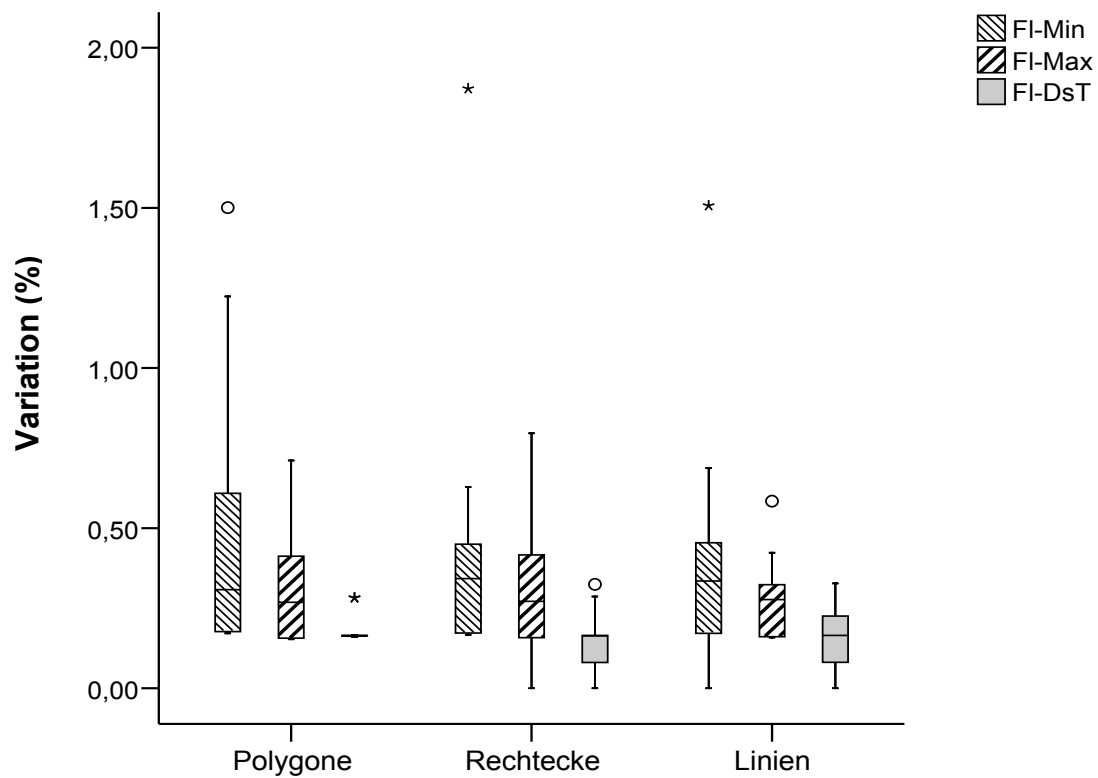
Tier 948 – Viertel HR:



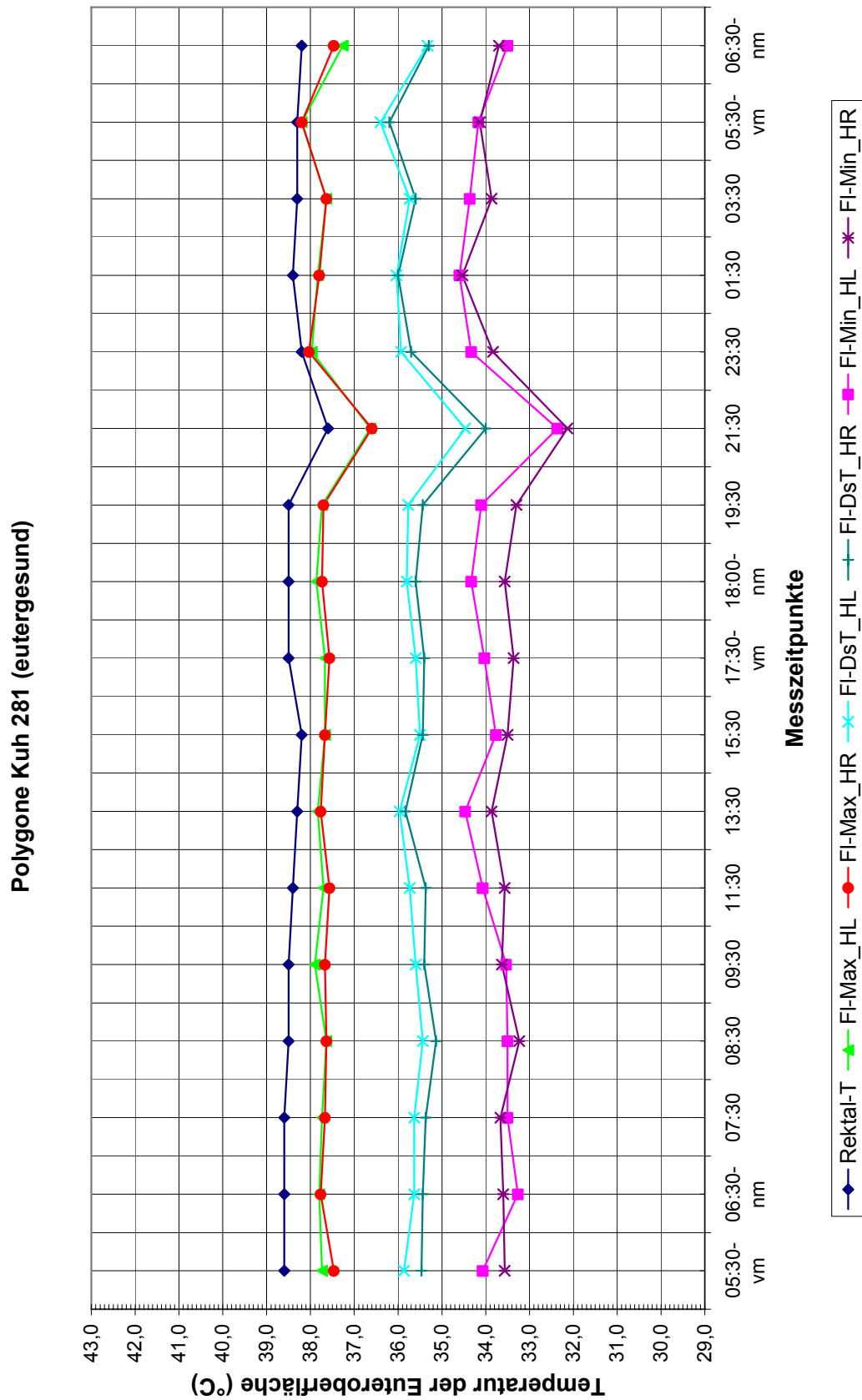
Tier 1013 – Viertel HL:**Tier 1013 – Viertel HR:**

Tier 1940 – Viertel HL:**Tier 1940 – Viertel HR:**

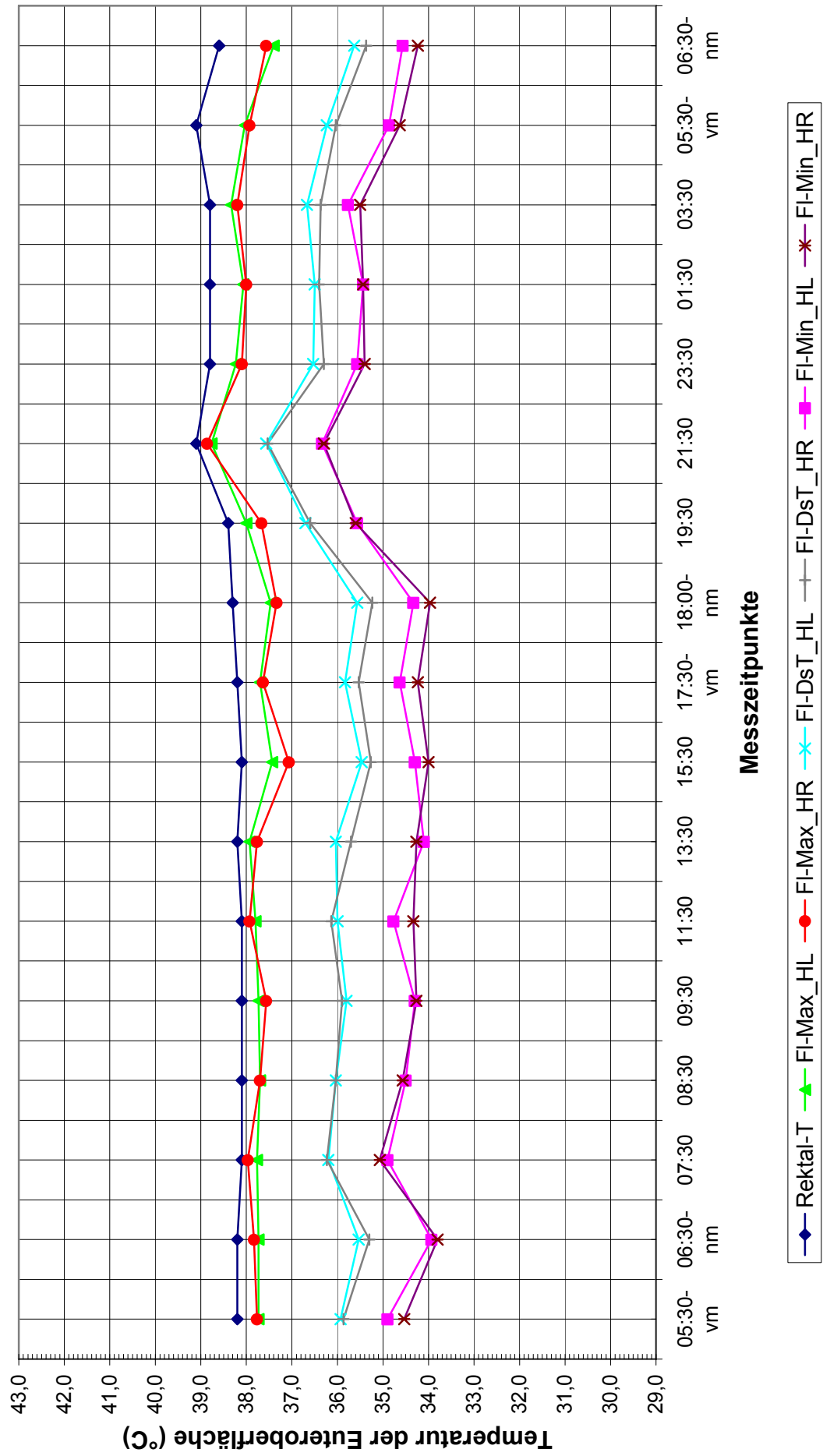
Tier 1997 – Viertel HL:**Tier 1997 – Viertel HR:**

Tier 2170 – Viertel HL:**Tier 2170 – Viertel HR:**

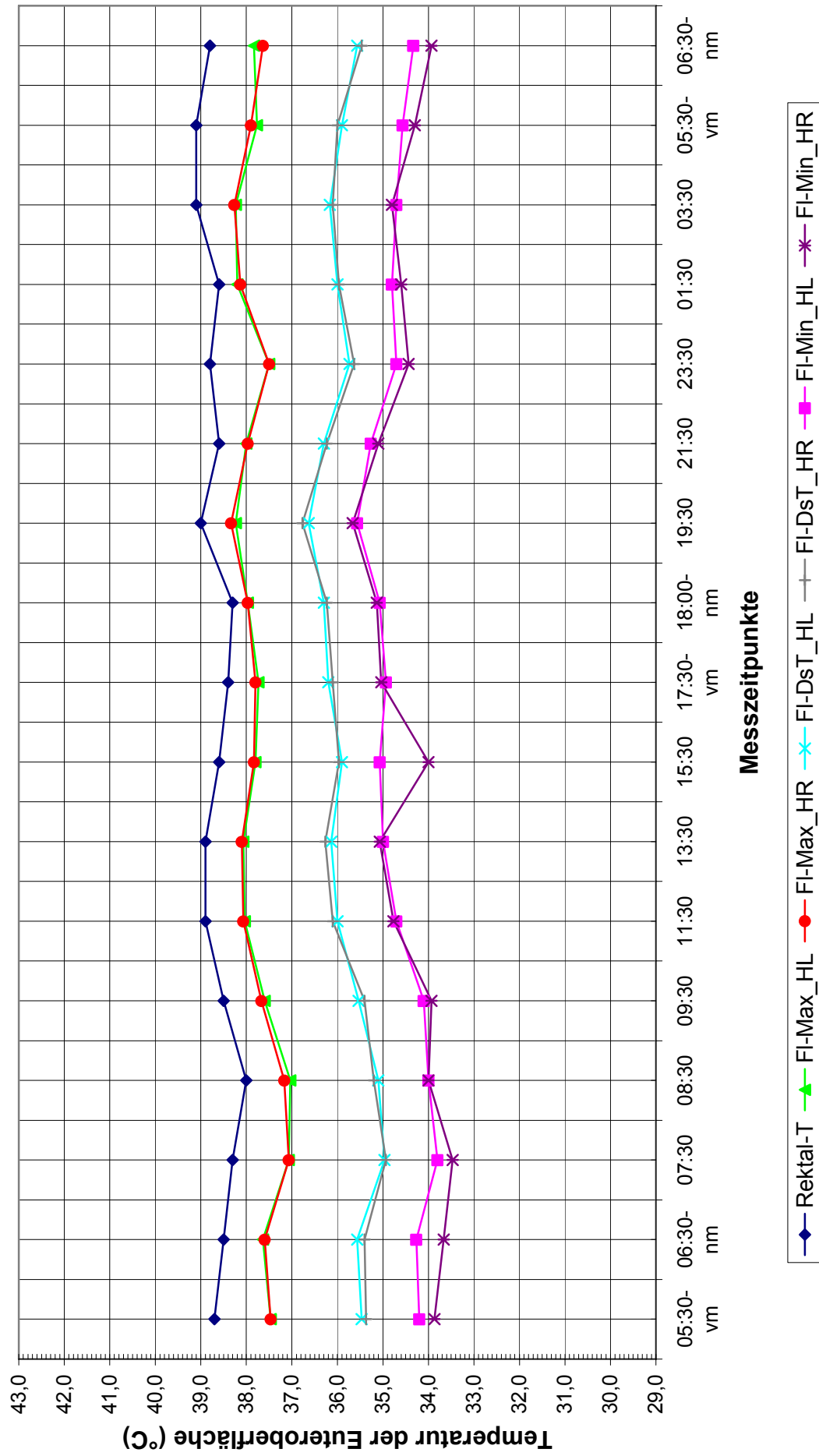
Anhang 3: Temperaturverläufe der FI-Max-, -Min- und -Ds-Temperaturen sowie der Rektaltemperatur der Auswertungsmethode „Polygone“ bei eutergesunden Tieren (n = 16) im Verlauf von 24 Stunden:



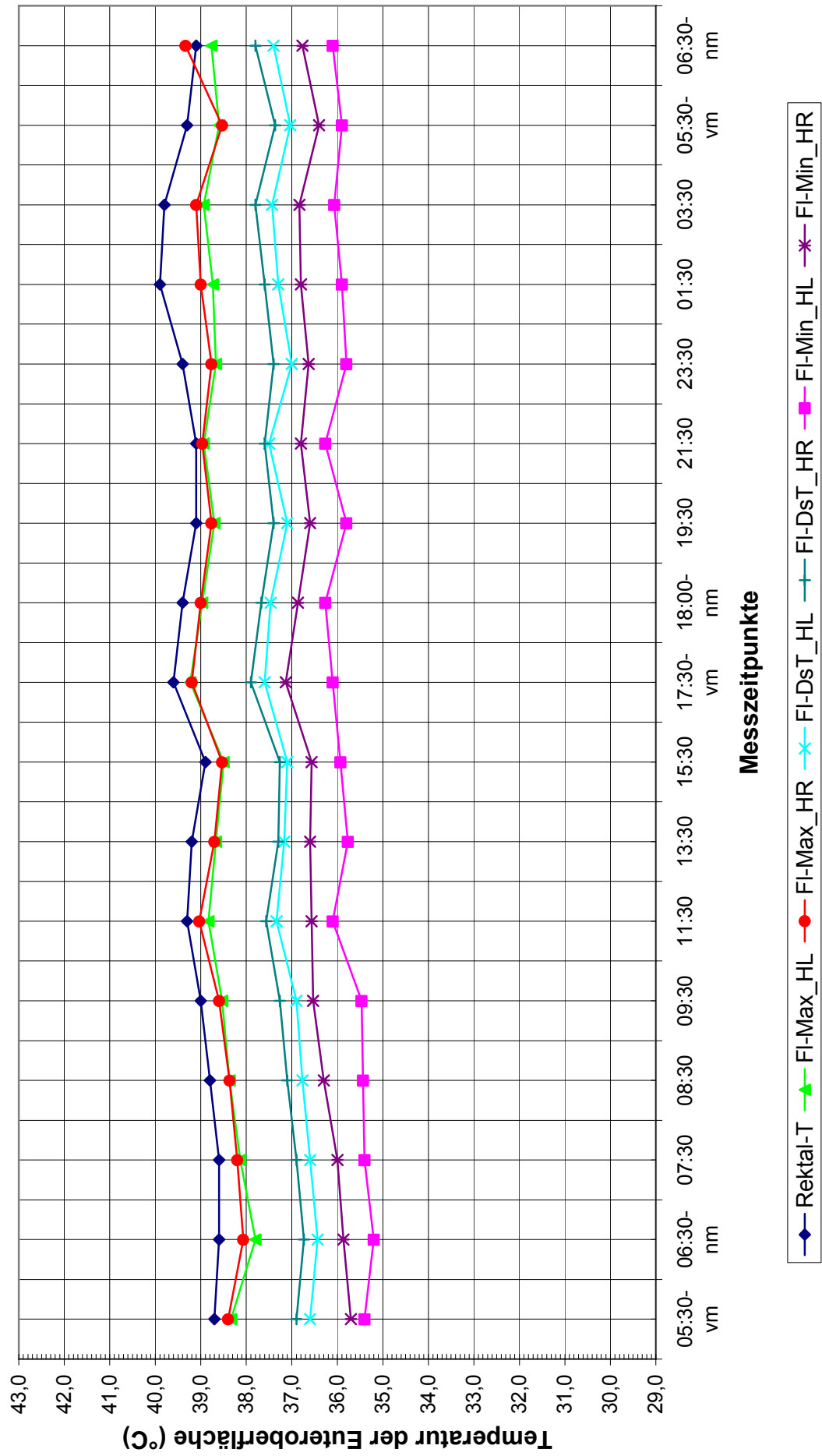
Polygone Kuh 948 (eutergesund)



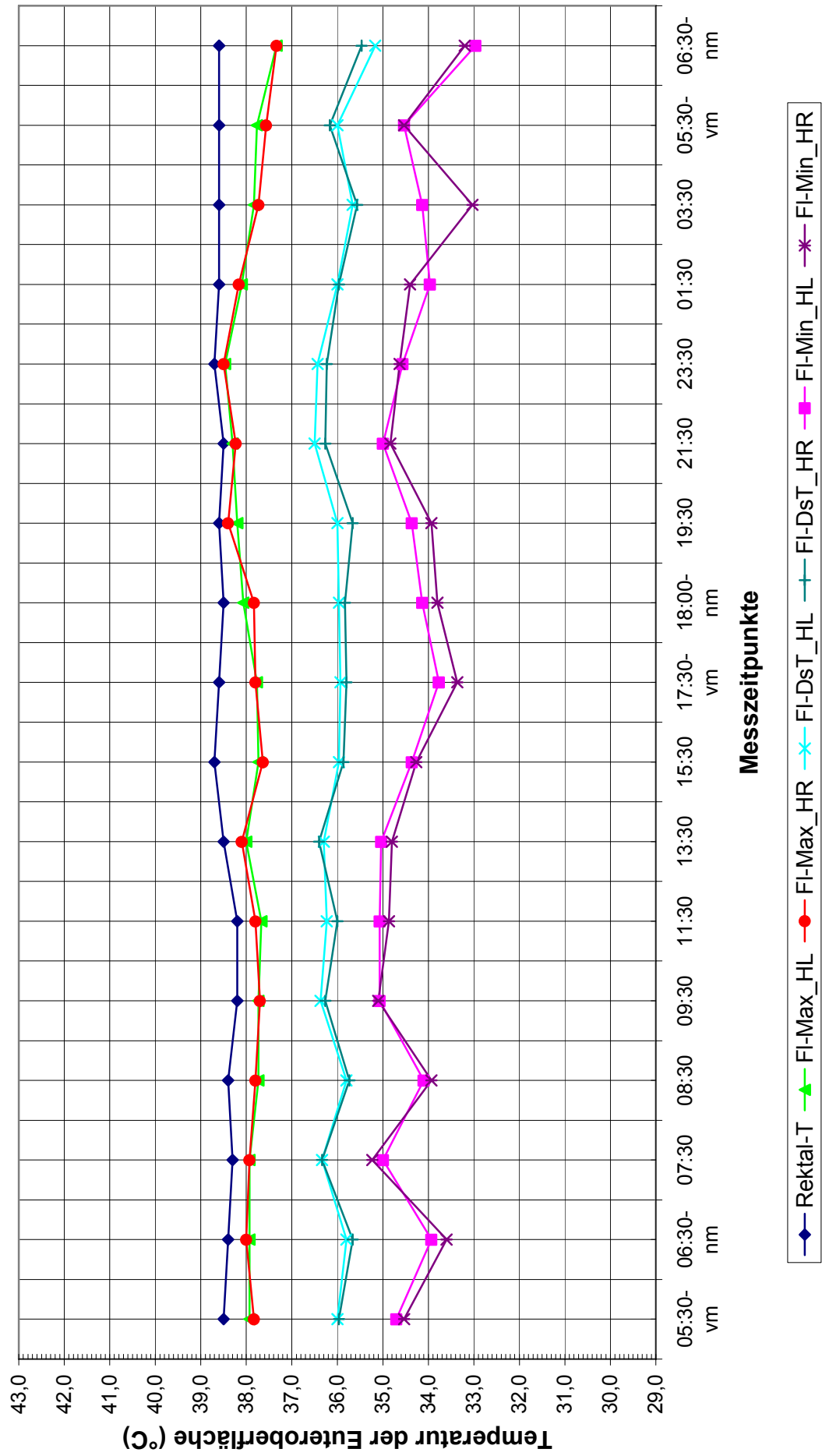
Polygone Kuh 1013 - I (eutergesund)



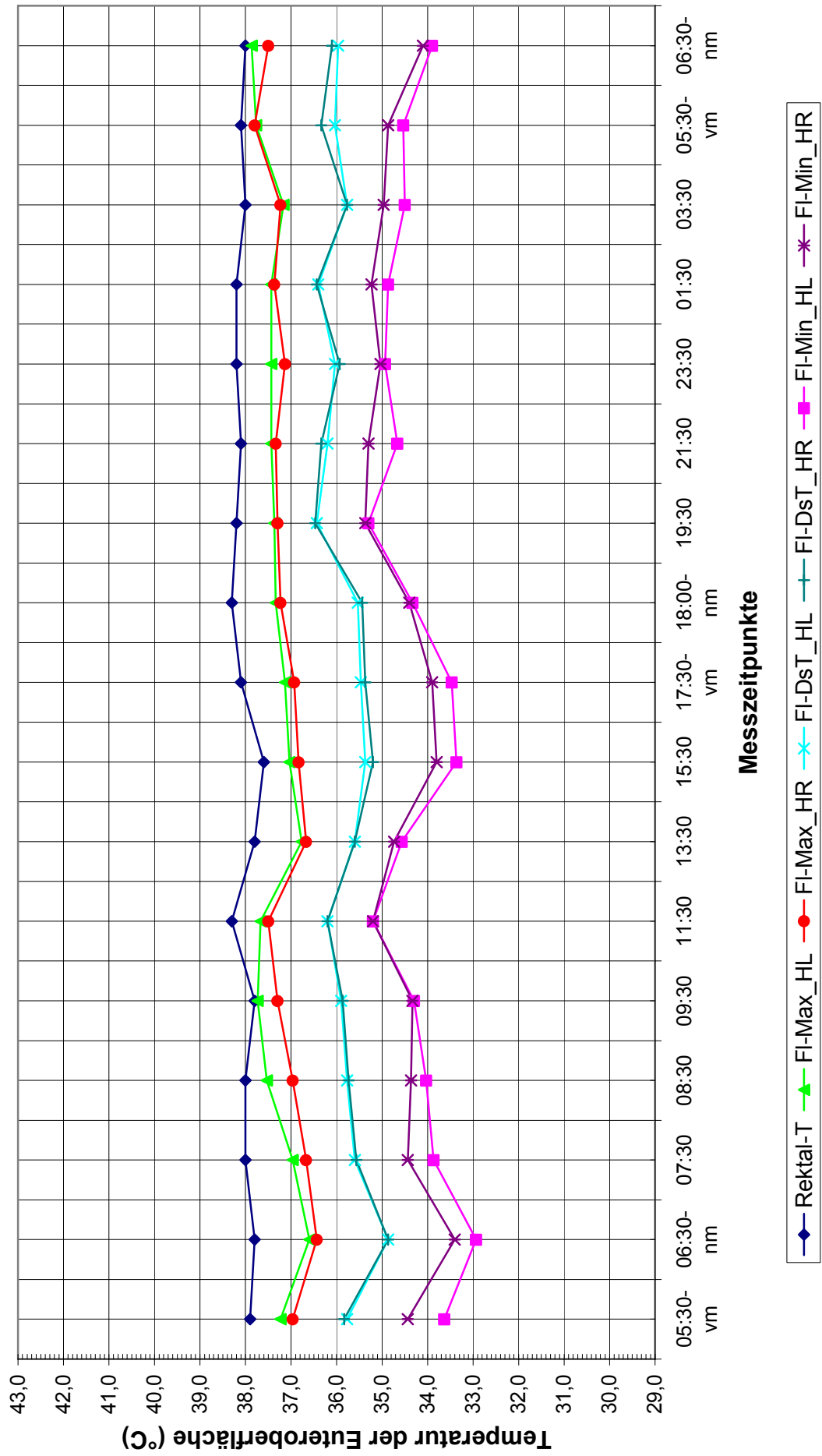
Polygone Kuh 1013 - II (eutergesund)



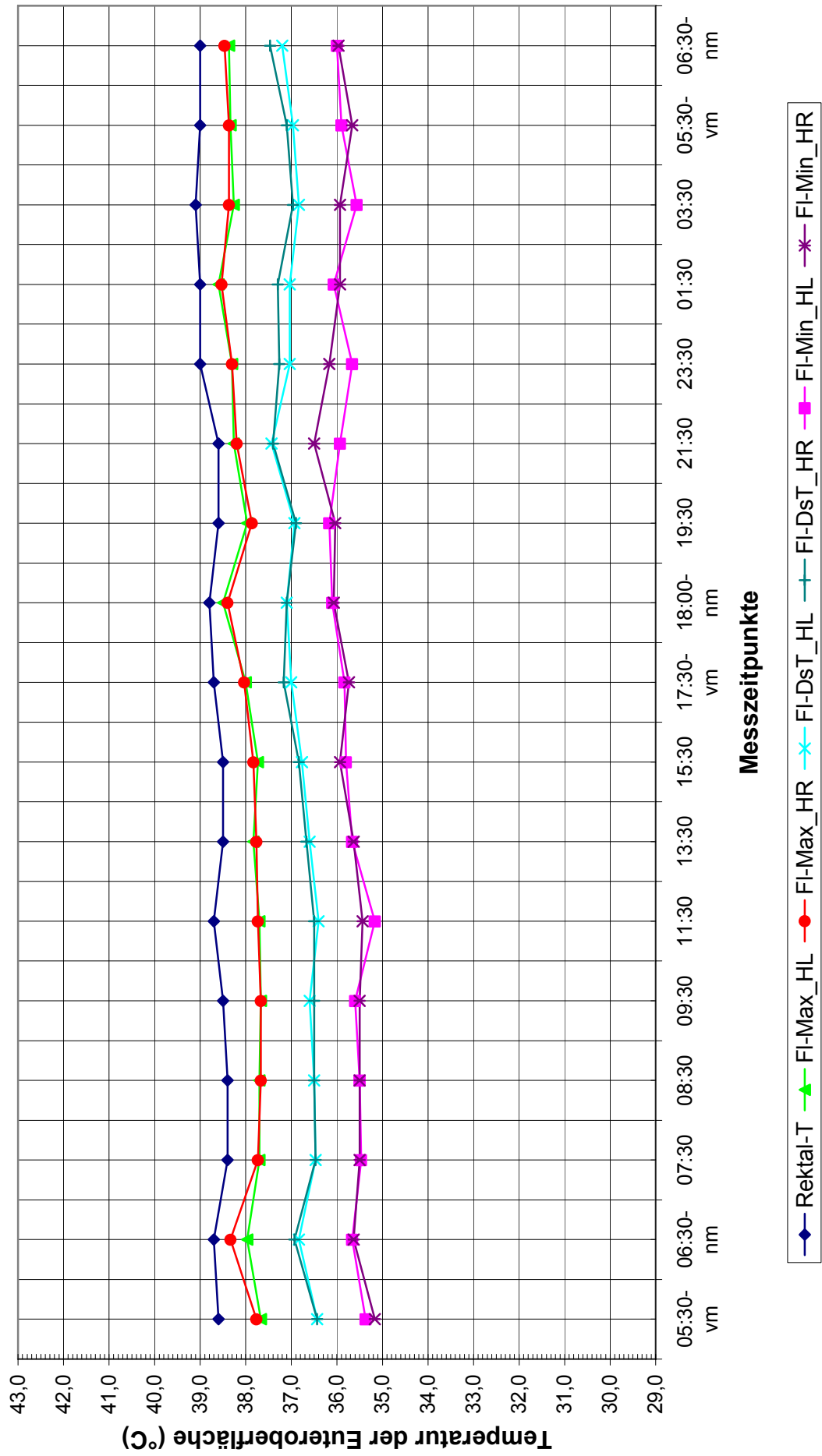
Polygone Kuh 1014 (eutergesund)



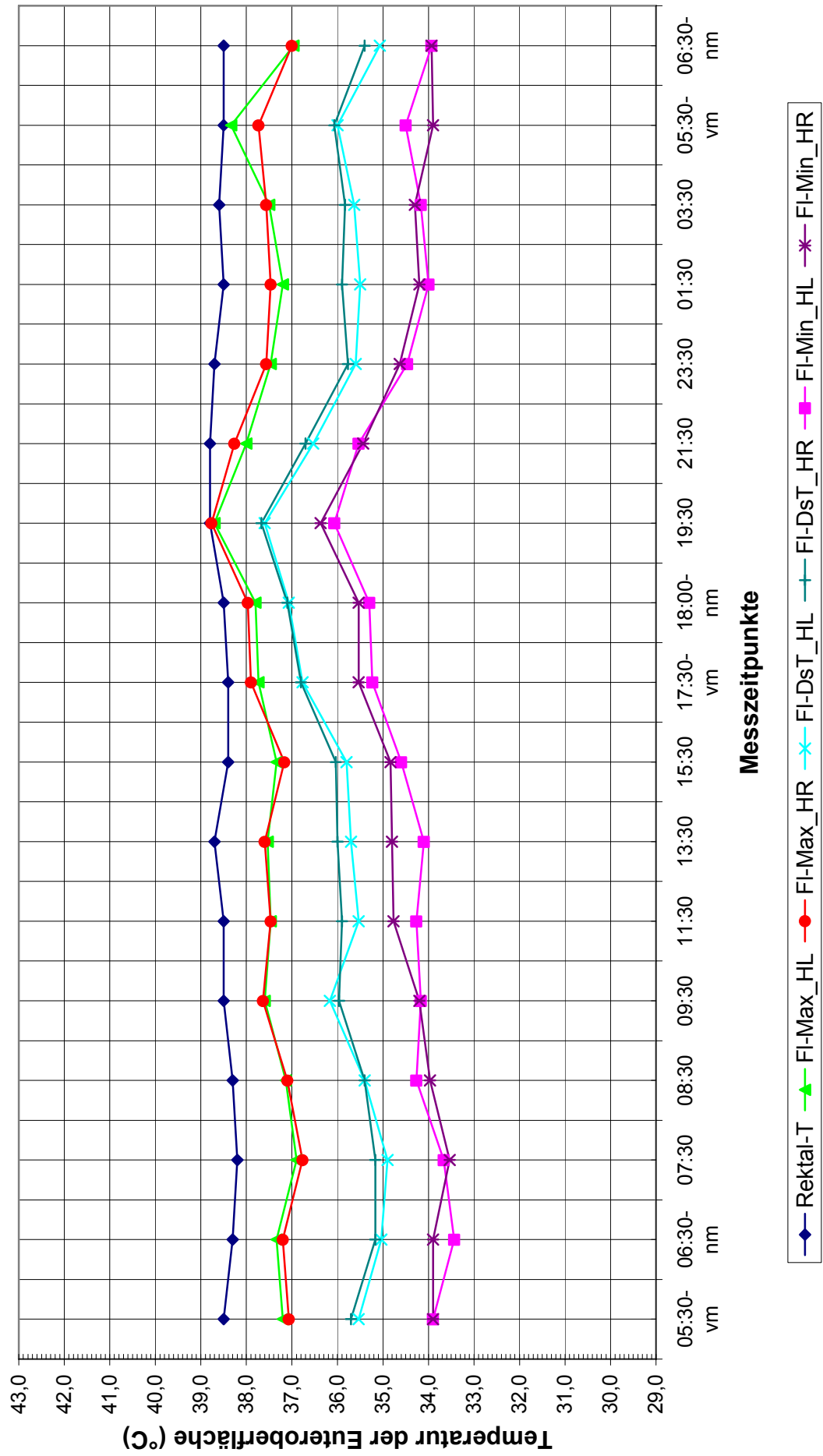
Polygone Kuh 1015 (eutergesund)



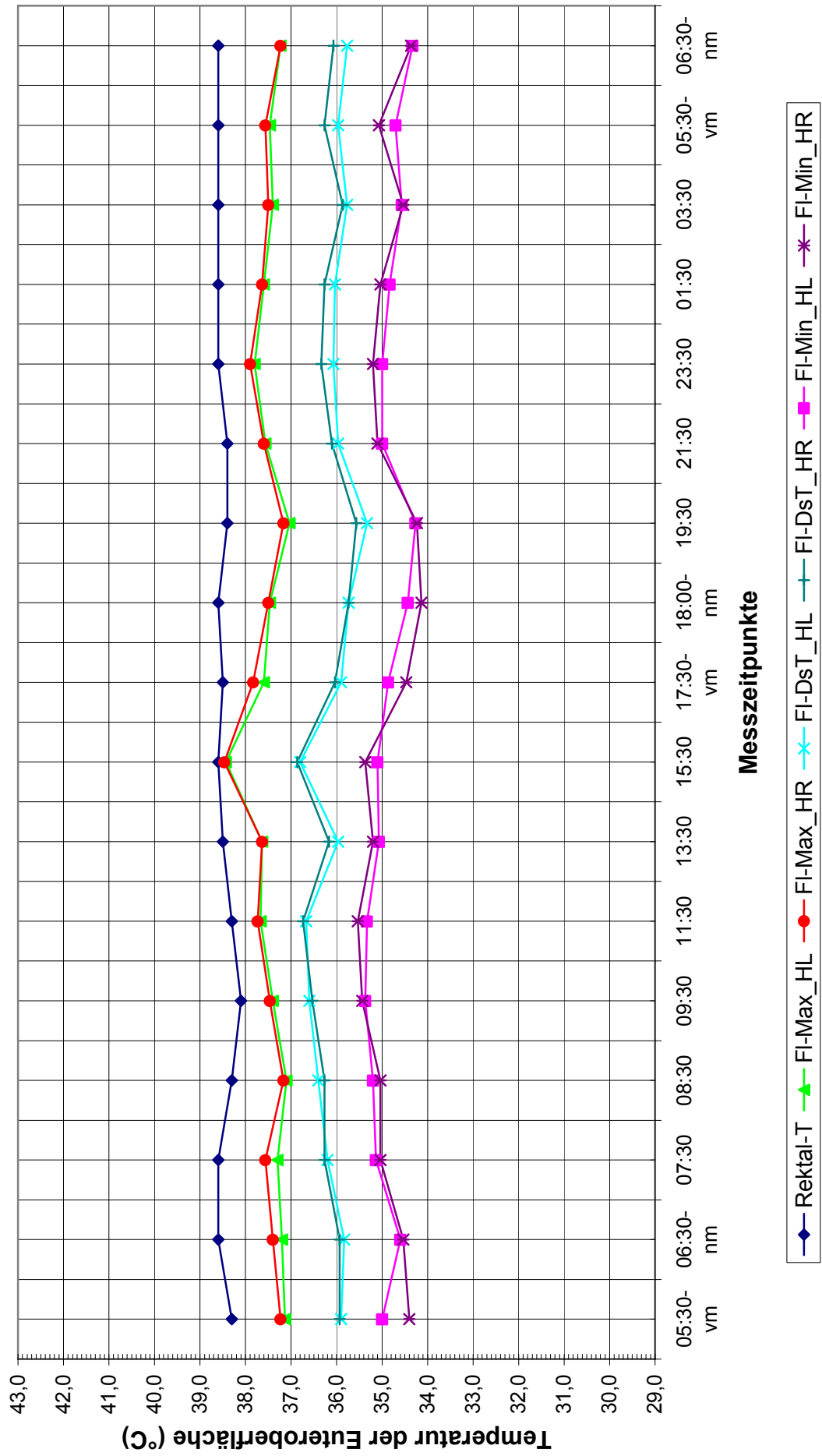
Polygone Kuh 1340 - I (eutergesund)



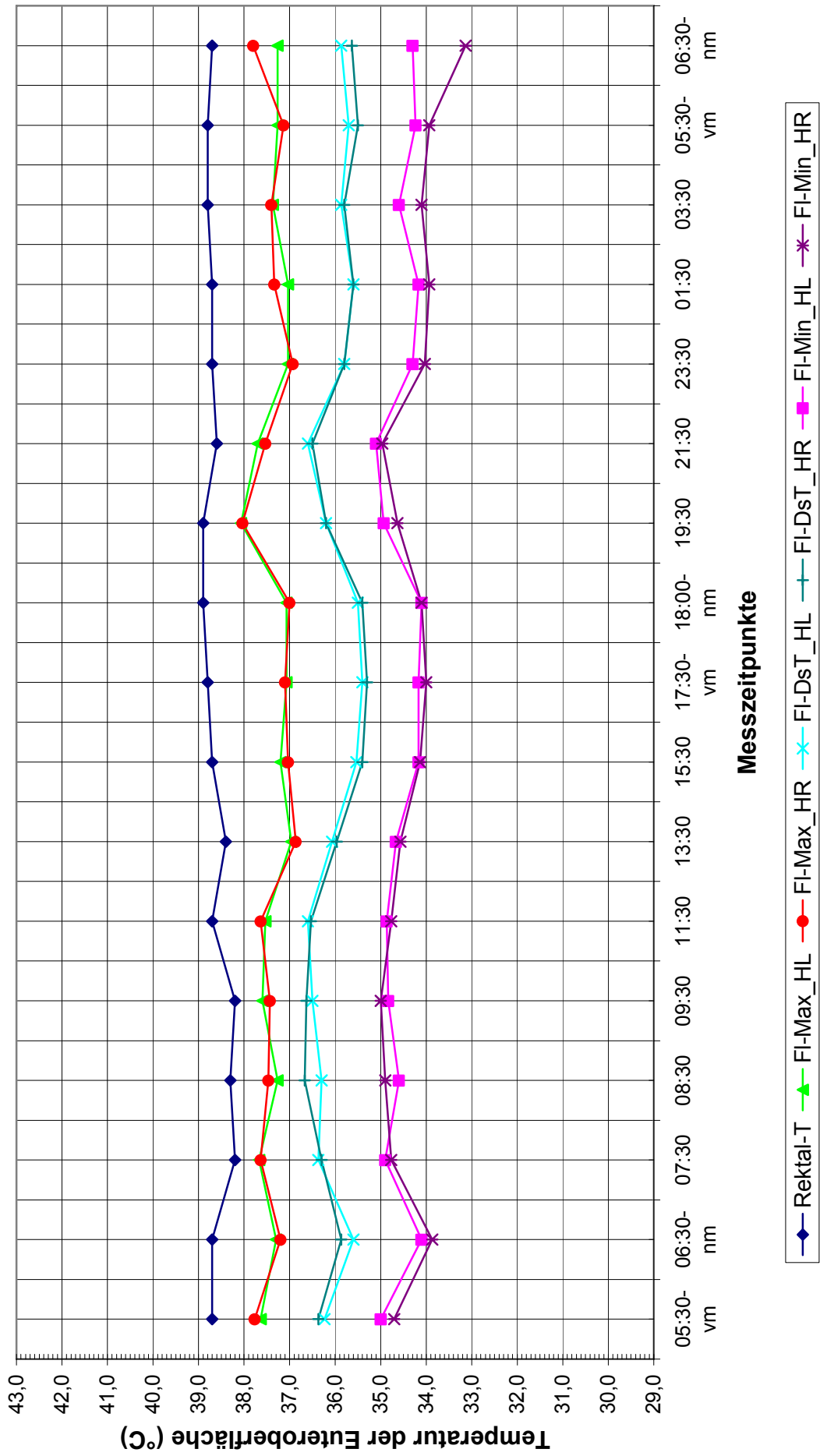
Polygone Kuh 1340 - II (eutergesund)



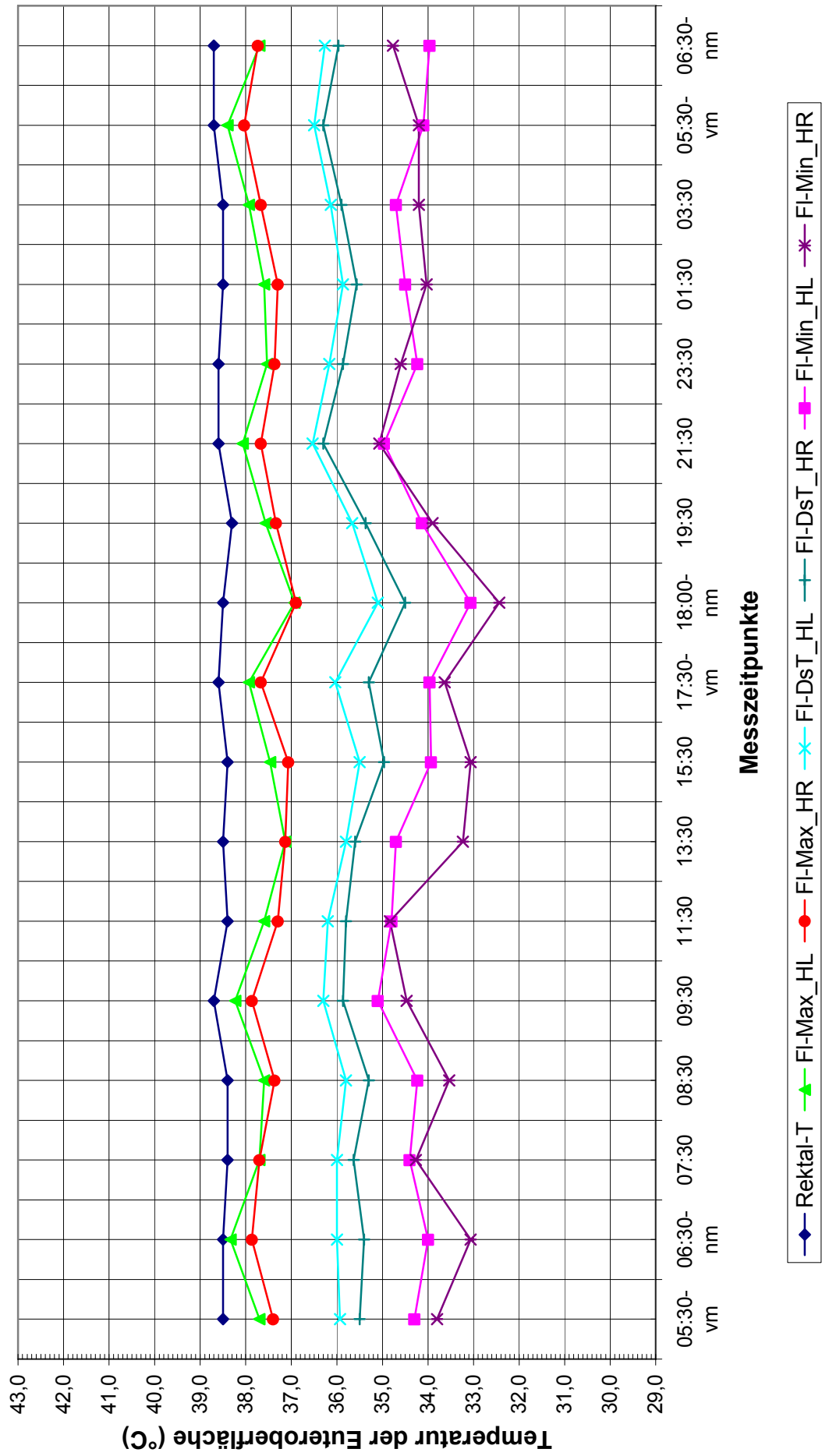
Polygone Kuh 1465 (eutergesund)



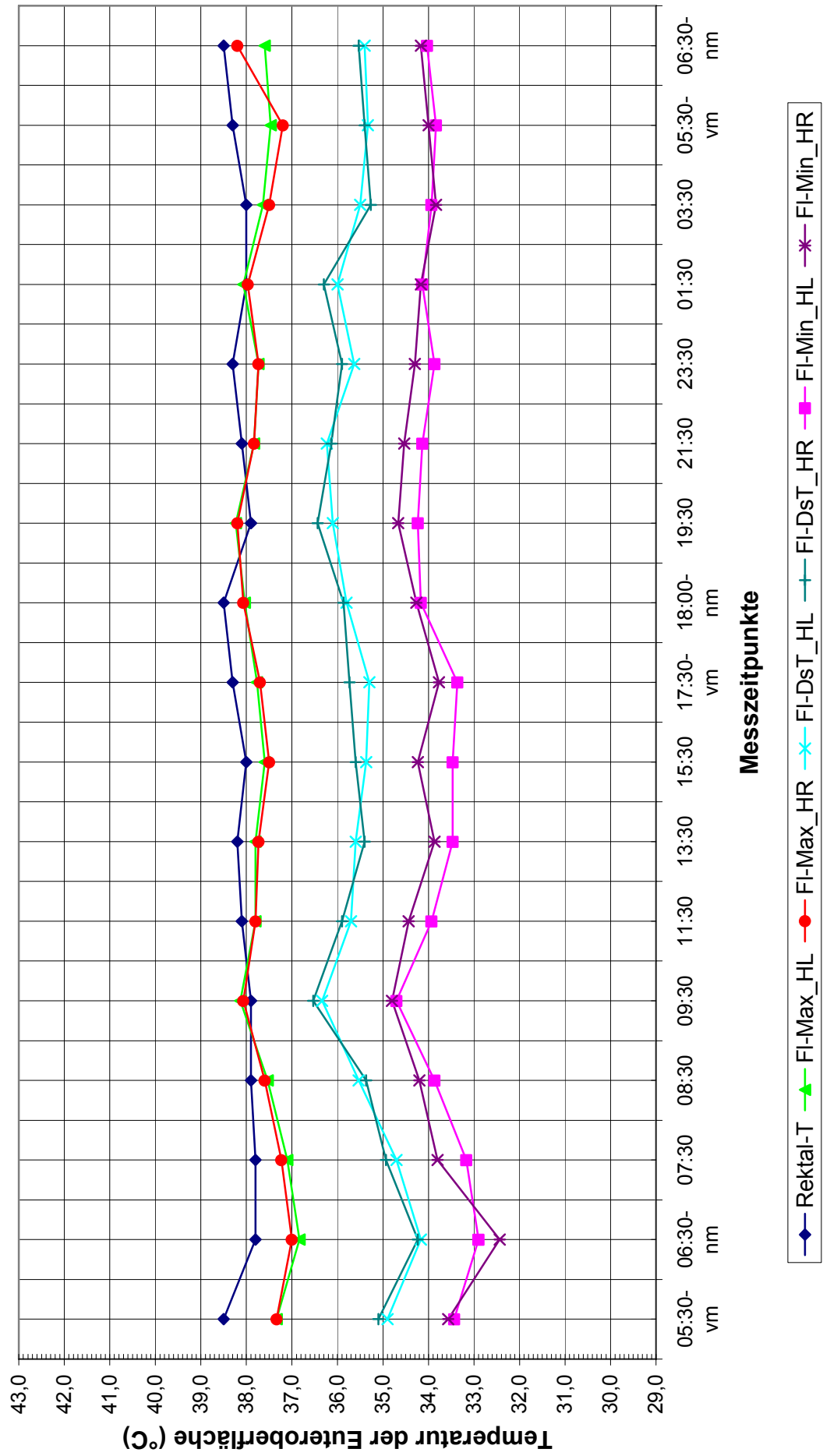
Polygone Kuh 1698 (eutergesund)



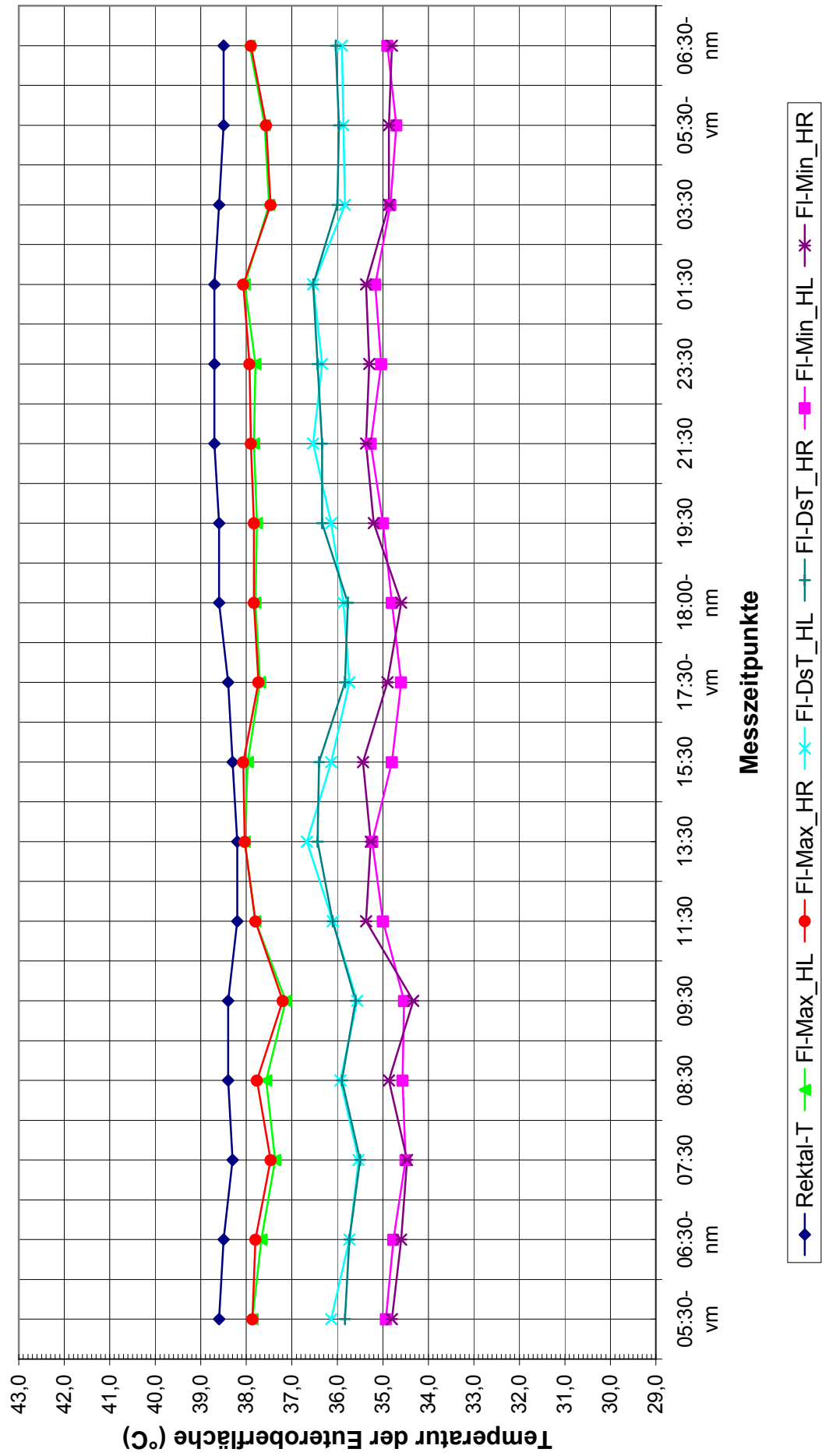
Polygone Kuh 1940 (eutergesund)



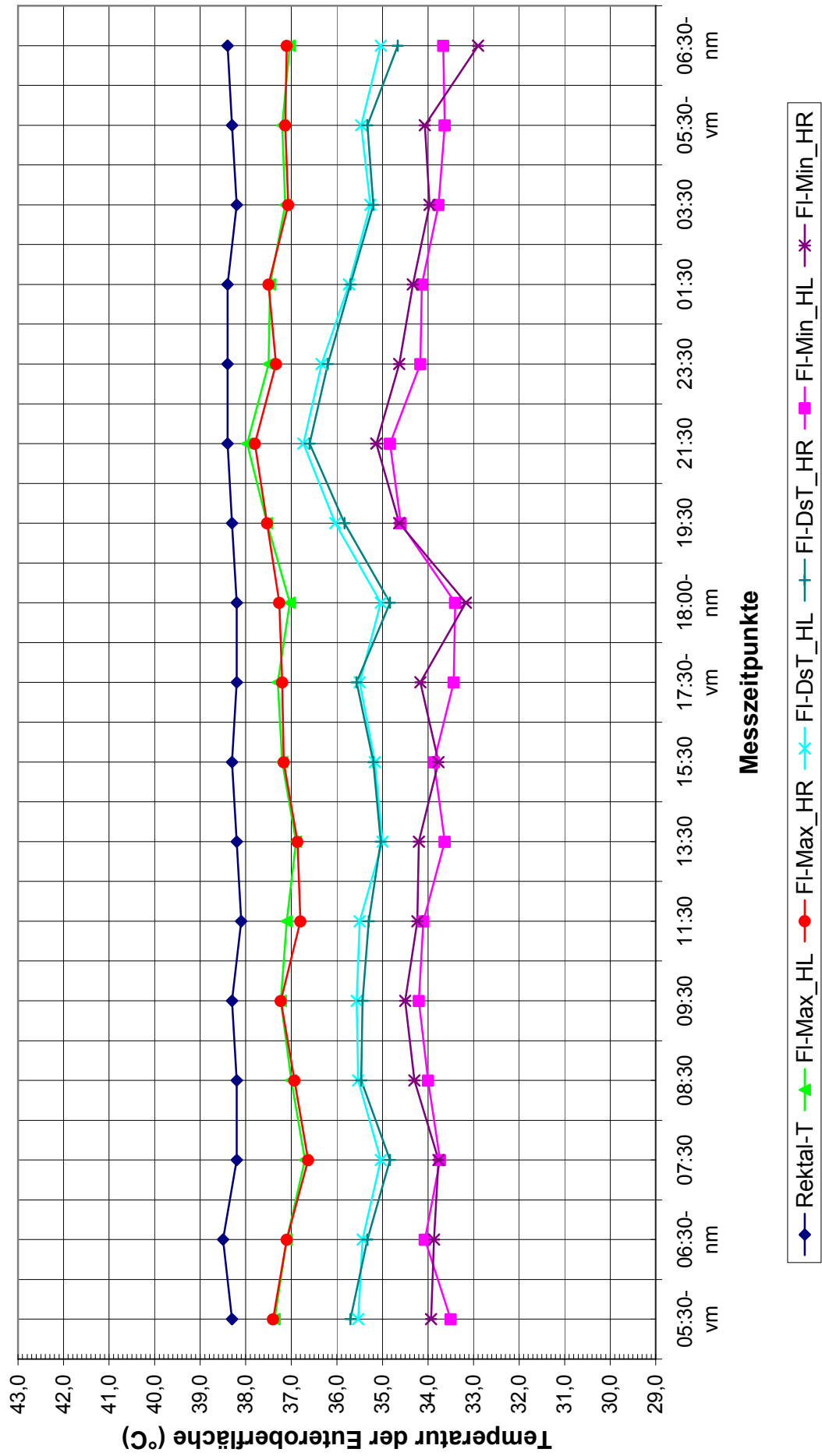
Polygone Kuh 1997 - I (eutergesund)



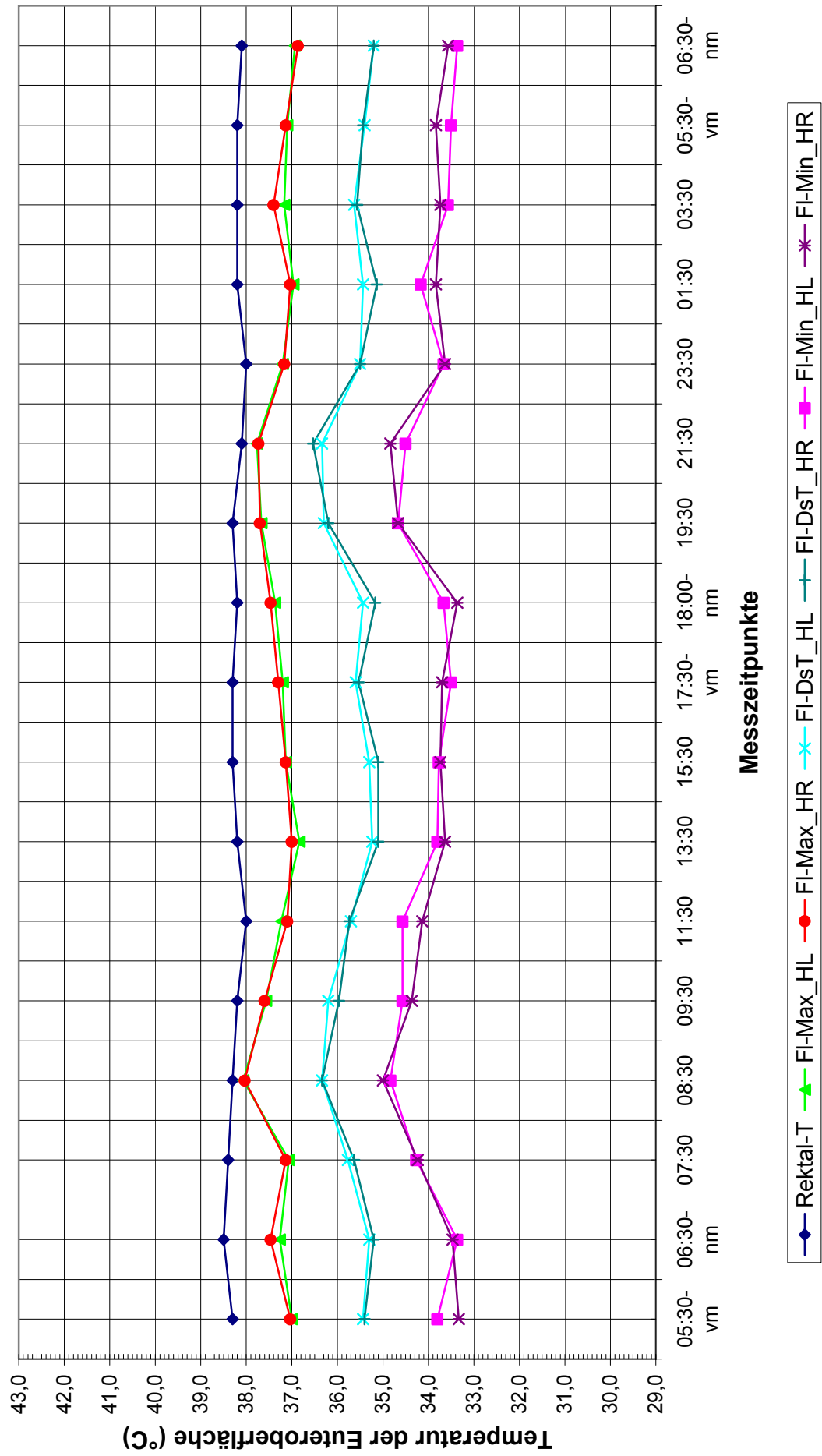
Polygone Kuh 1997 - II (eutergesund)



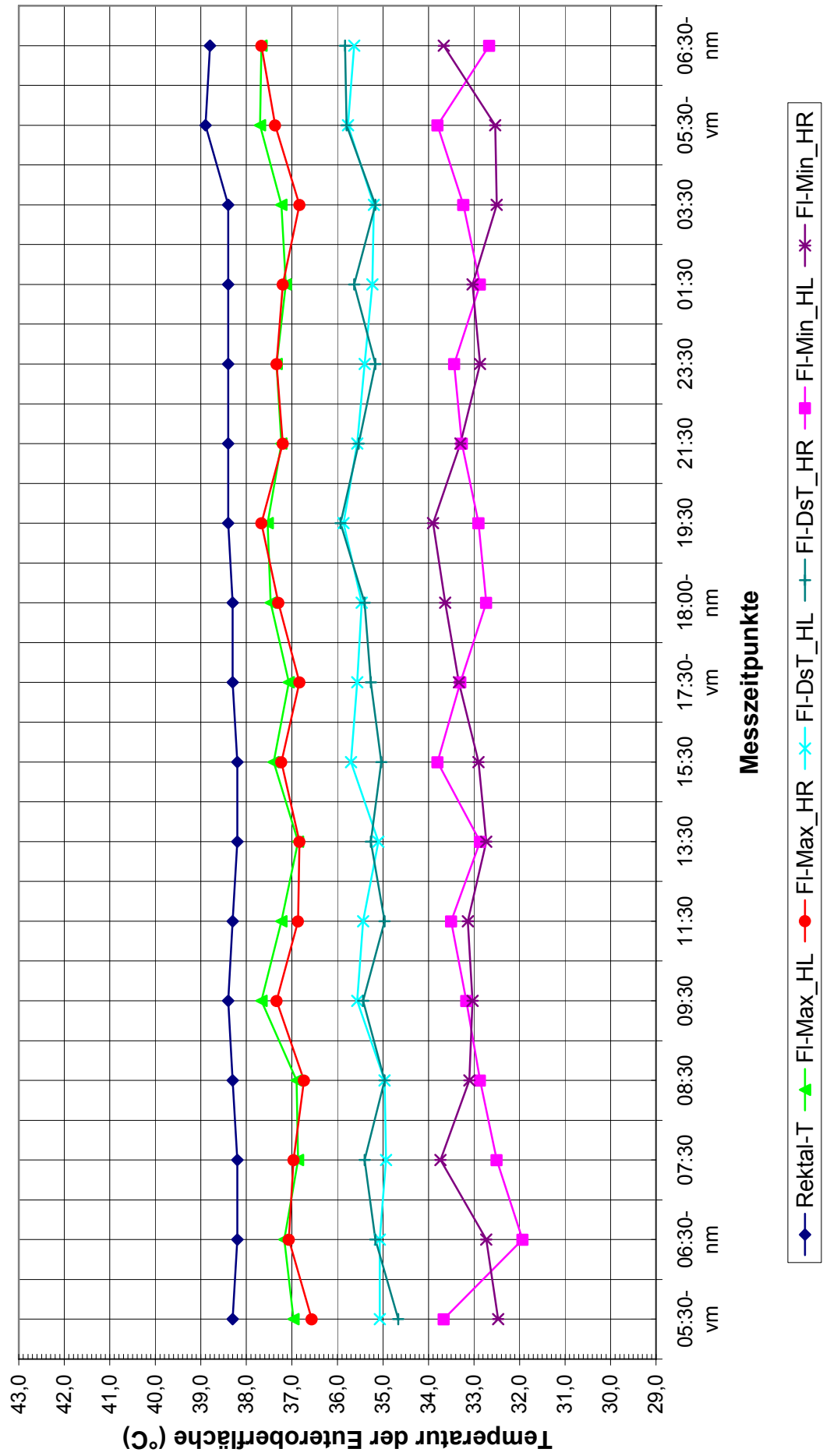
Polygone Kuh 2168 (eutergesund)



Polygone Kuh 2169 (eutergesund)

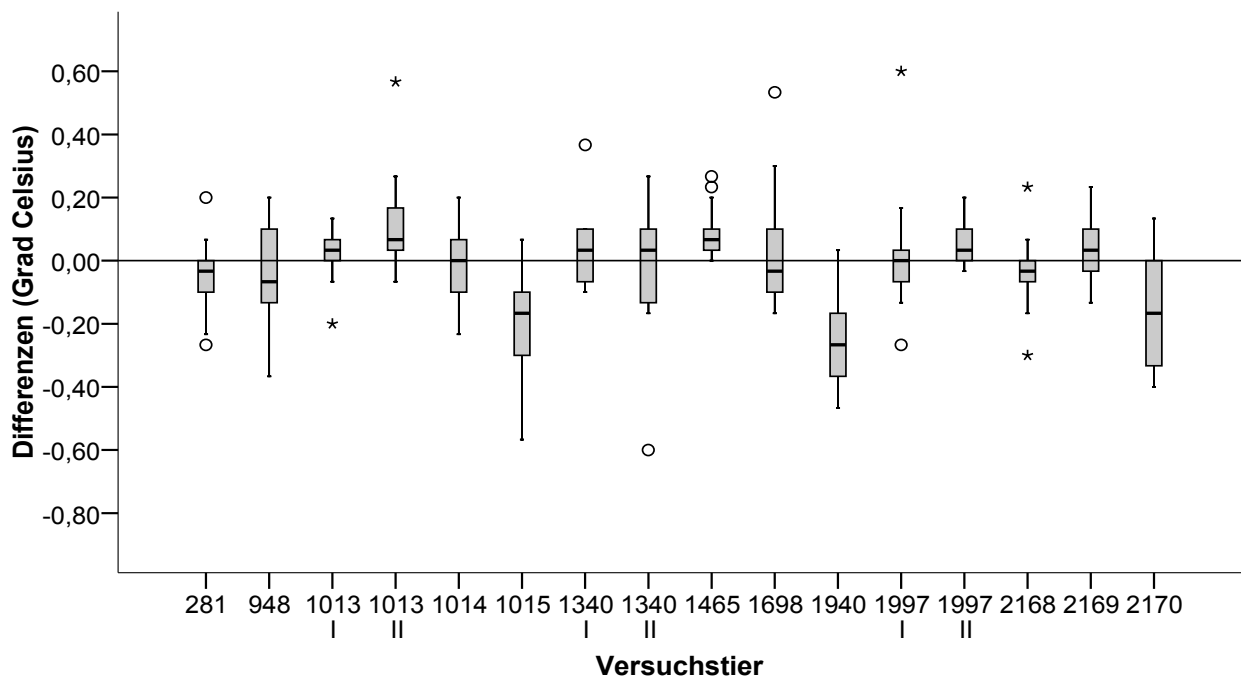


Polygone Kuh 2170 (eutergesund)

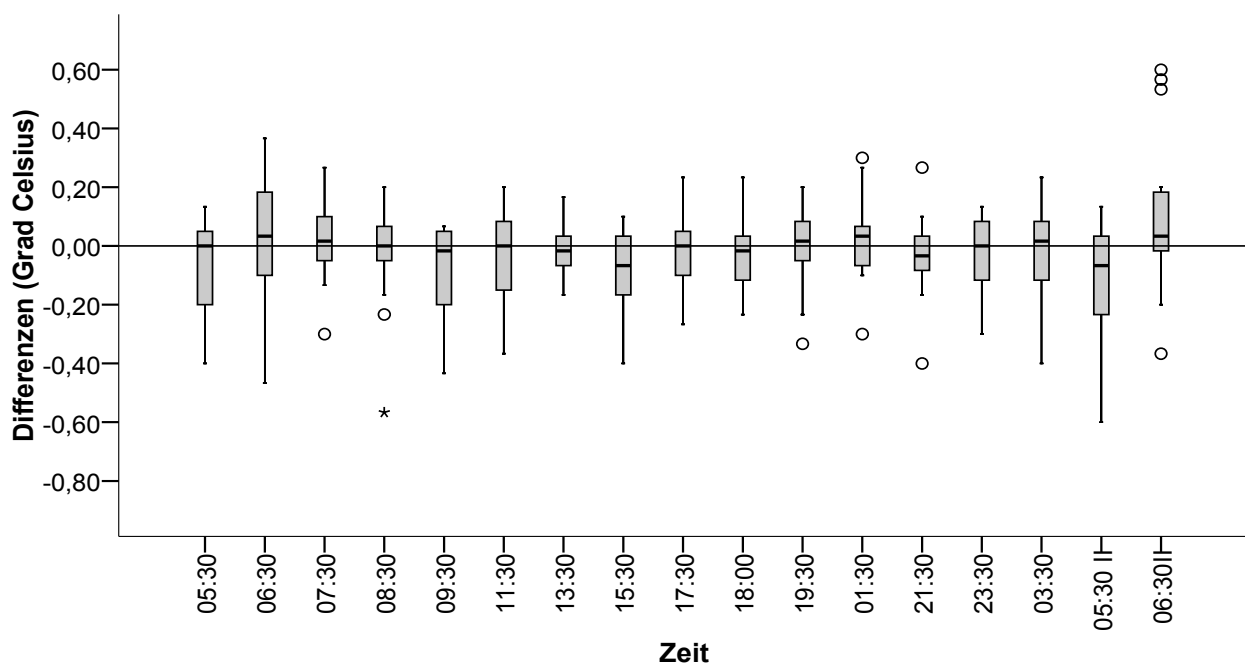


Anhang 4: Temperaturdifferenzen der FI-Max- und FI-DsT-Werte der Euterviertel HL und HR während 24 h von eutergesunden Tieren – bezogen auf das einzelne Versuchstier und auf den zeitlichen Verlauf:

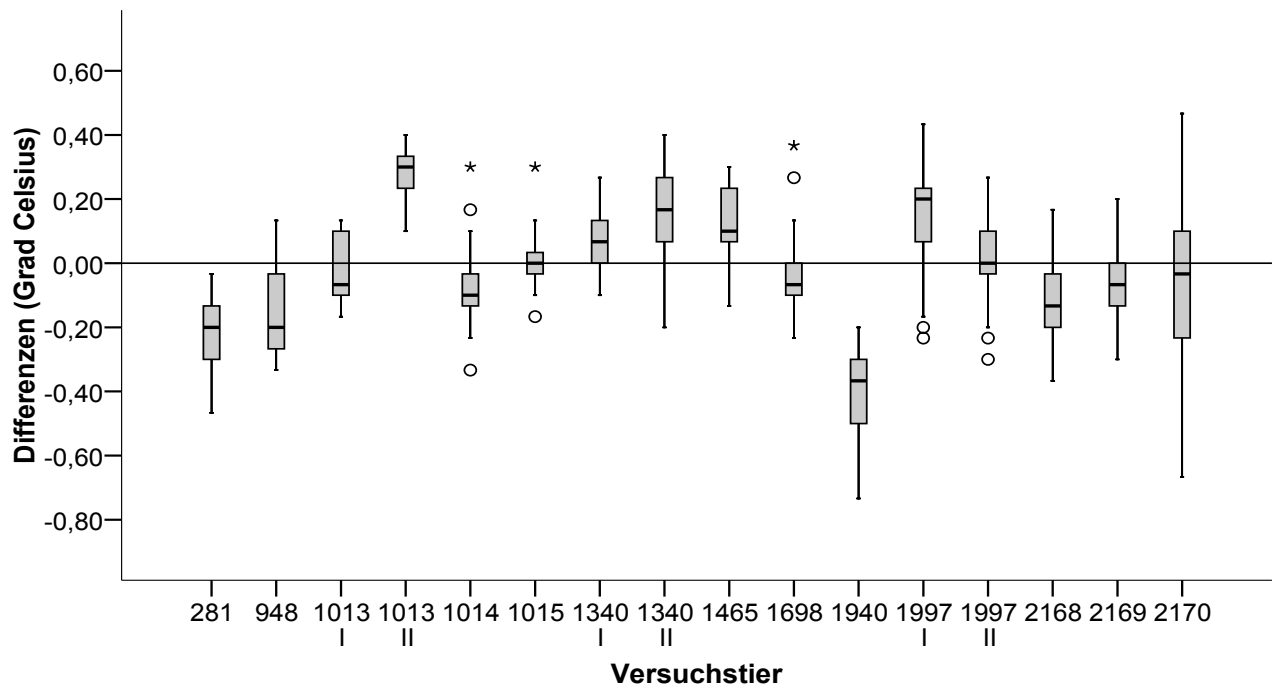
Differenz der Flächen-Maximaltemperaturen zwischen dem hinteren rechten und hinteren linken Euterviertel bei einzelnen eutergesunden Tieren:



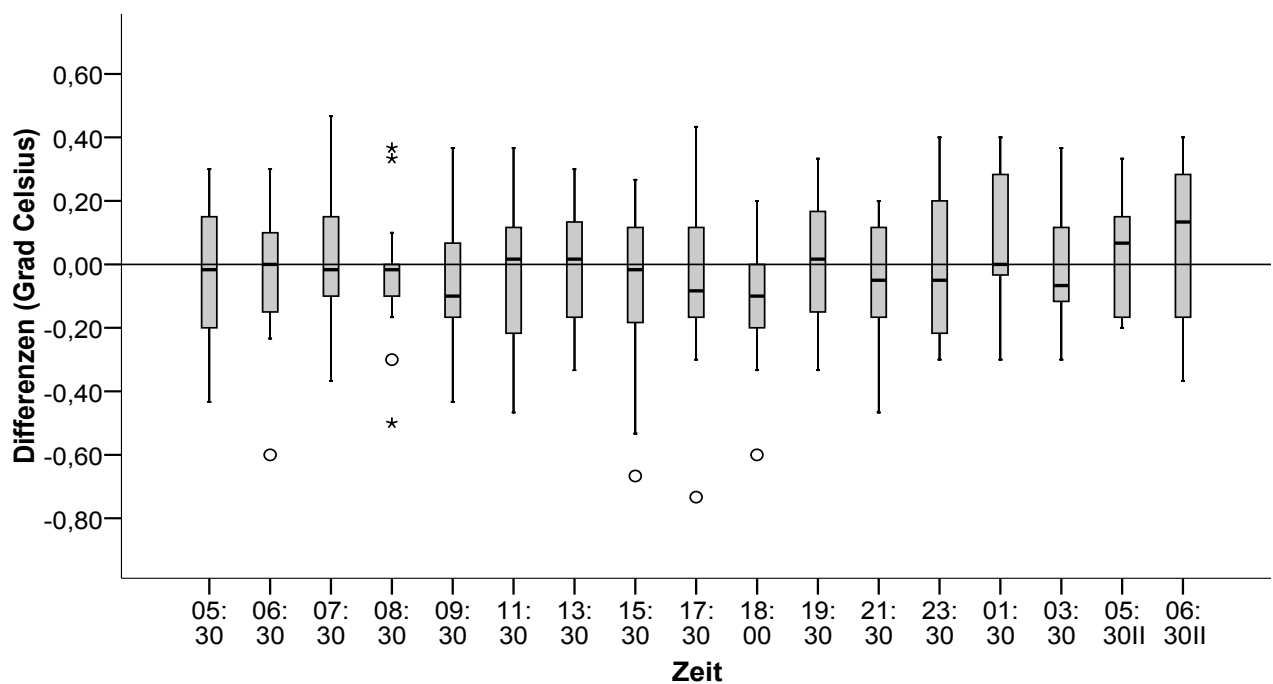
Differenz der Flächen-Maximaltemperaturen zwischen dem hinteren rechten und hinteren linken Euterviertel – auf den zeitlichen Verlauf (24 h) bezogen:



Differenz der Flächen-Durchschnittstemperaturen zwischen dem hinteren rechten und hinteren linken Euterviertel bei einzelnen eutergesunden Tieren:

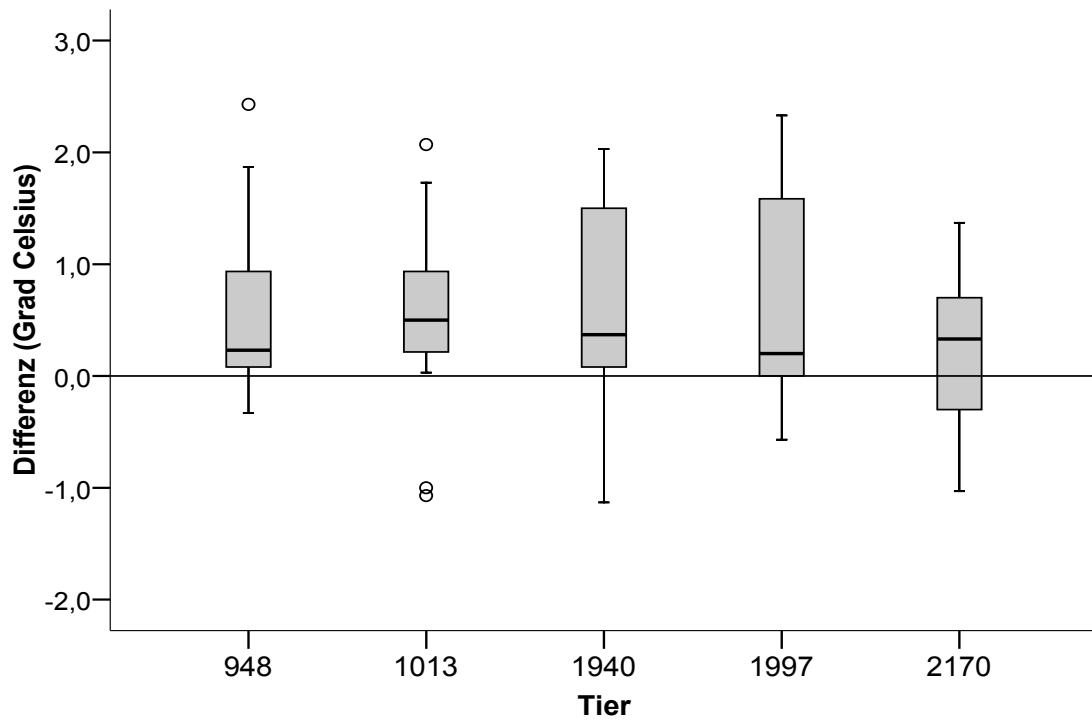


Differenz der Flächen-Durchschnittstemperaturen zwischen dem hinteren rechten und hinteren linken Euterviertel – auf den zeitlichen Verlauf (24 h) bezogen:

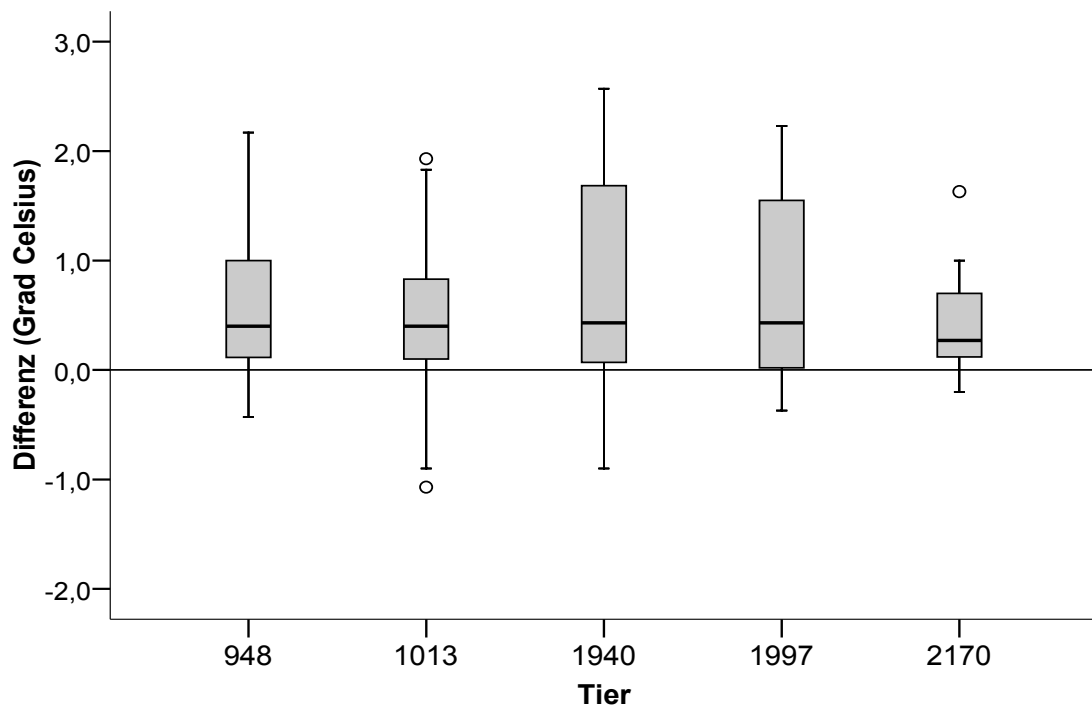


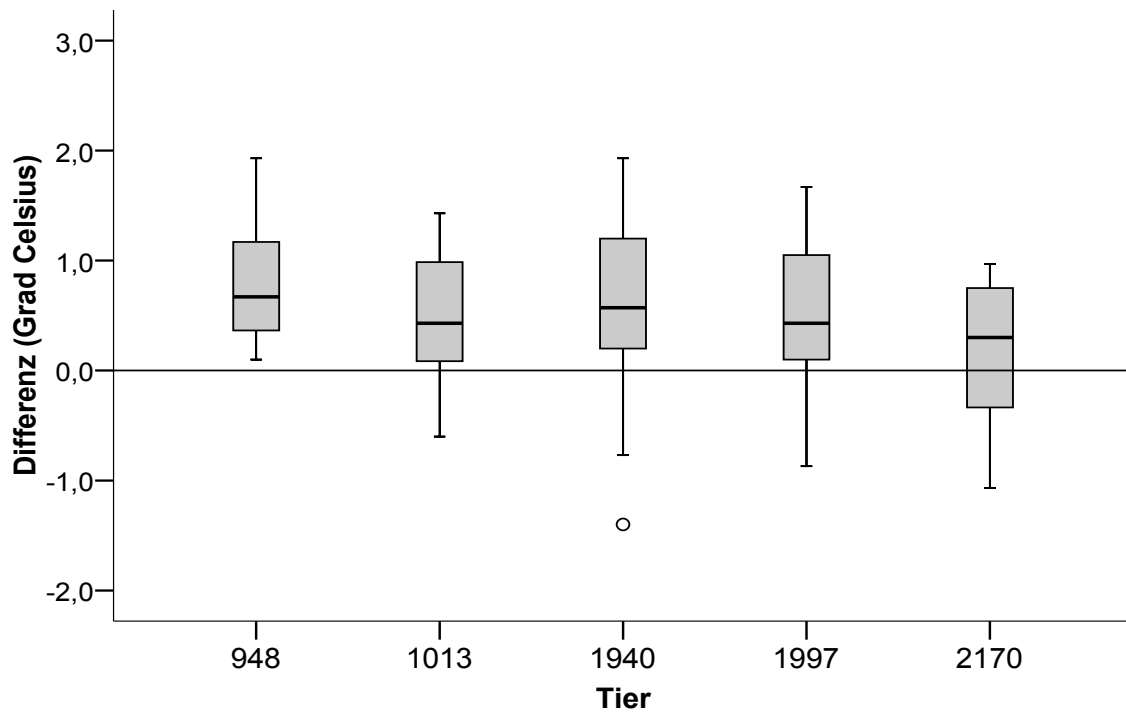
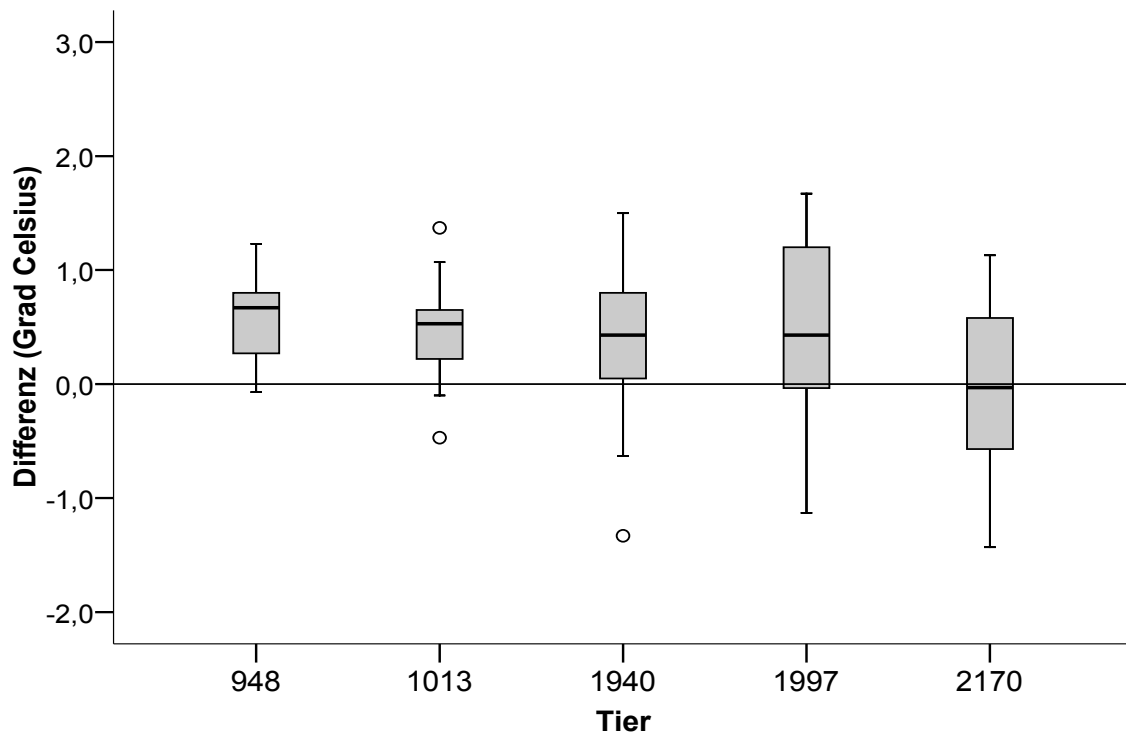
Anhang 5: Auf das Einzeltier bezogene Boxplot-Grafiken der Differenzen der FI-Max- und FI-DsT-Werte zwischen Infektions- und Referenztag beider Euterviertel der Tiere mit induzierter Mastitis:

FI-Max-Werte HL (Placebo):



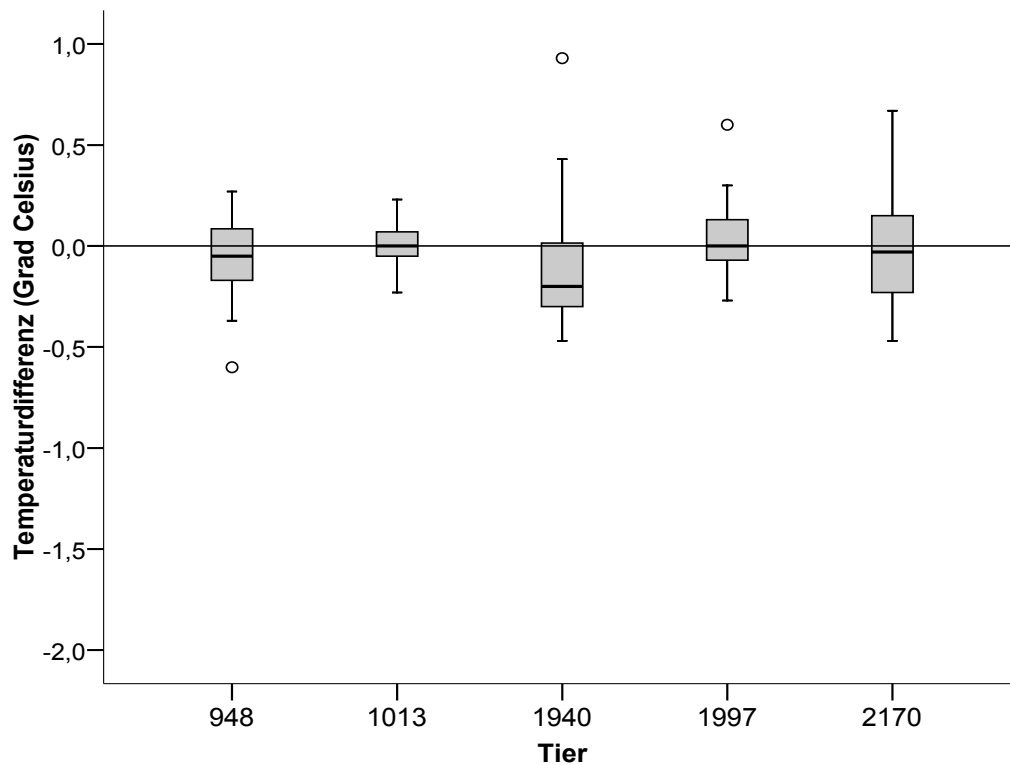
FI-Max-Werte HR (E. coli):



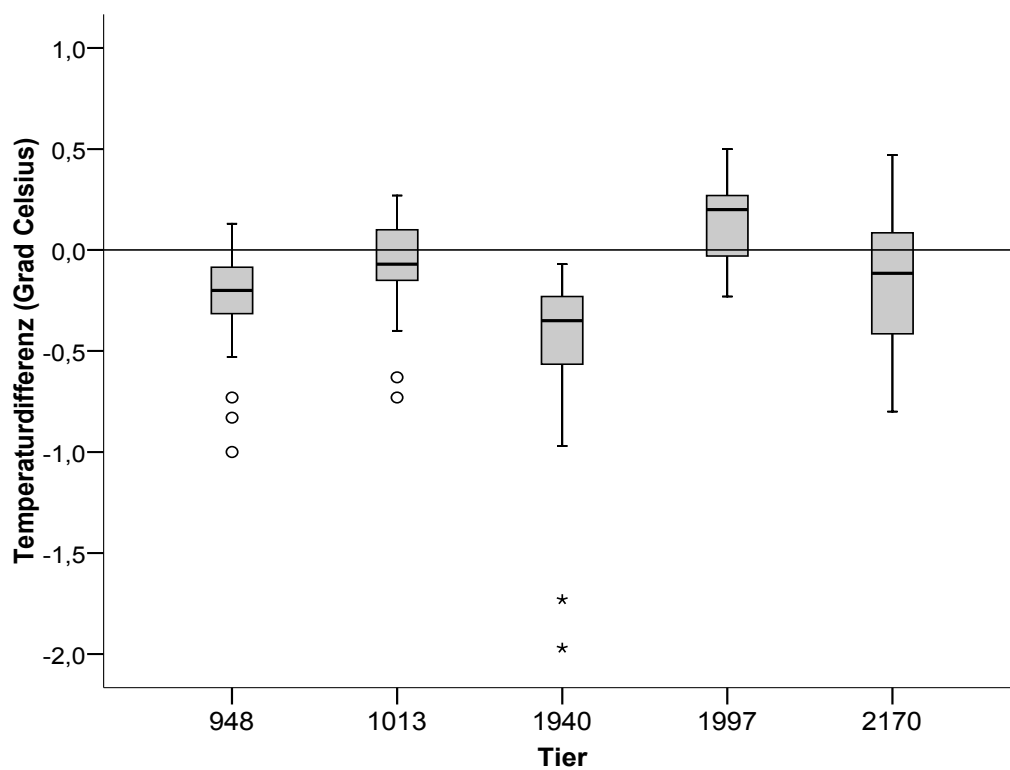
FI-DsT-Werte HL (Placebo):**FI-DsT-Werte HR (E. coli):**

Anhang 6: Auf das Einzeltier bezogene Boxplot-Grafiken der Differenzen der FI-Max- und FI-DsT-Werte zwischen HR (E. coli) und HL (Placebo) der Tiere mit induzierter Mastitis:

FI-Max_HR – FI-Max_HL:



FI-DsT_HR – FI-DsT_HL:



11. Lebenslauf:**Persönliche Daten**

Name : Glas
Vorname : Andrea
Geburtstag : 04. März 1981
Geburtsort : Schwabmünchen
Eltern : Elfriede Glas, geb. Huber und Johann Glas

Schulbildung

1987 – 1991 : Grundschule Bad Wörishofen
1991 – 2000 : Marien-Gymnasium Kaufbeuren
Schulabschluss : Allgemeine Hochschulreife

Studium

2000 – 2006 : Studium der Veterinärmedizin an der Ludwig-Maximilians-Universität (LMU) in München
Abschluss : Tierärztliche Prüfung
März 2006 : Erhalt der Approbation

Beruflicher Werdegang

Seit März 2006 : Promotionsstudium und Anfertigung einer Dissertationsschrift an der Klinik für Wiederkäuer der LMU München.
Außerdem Teilnahme am Internship-Programm der Klinik für Wiederkäuer.

Seit Oktober 2006 : Nebentätigkeit als wissenschaftliche Hilfskraft am Max-von-Pettenkofer-Institut für Hygiene und Medizinische Mikrobiologie der LMU (spf-Tierzucht)

Seit Nov. 2007 : Nebentätigkeit in einer tierärztlichen Praxis für Kleintiere

12. Danksagung:

Mein besonderer Dank gilt Herrn **Prof. Klee** für die Überlassung dieses Dissertationsthemas.

Nicht minder Dank gebührt Herrn **Dr. Moritz Metzner** für die Einarbeitung in das umfangreiche Thema, den Umgang mit Kamera und Software sowie die sehr gute fachliche und persönliche Betreuung. Er hatte stets ein offenes Ohr für meine Fragen und stand mir mit nicht nachlassender Begeisterung für das Thema mit Rat und Tat zur Seite, ließ mir aber auch den nötigen Freiraum für eigenständiges Arbeiten.

Überdies danke ich Herrn **Prof. Zerbe** für die Erlaubnis, die Tiere des Lehrstuhls untersuchen zu dürfen sowie **Dr. Wolfram Petzl** und **TA Daniel Mehne** für die Überlassung von Daten und Geräten und die unkomplizierte Zusammenarbeit und gegenseitige Rücksichtnahme während der Versuche.

Meine Hochachtung und aufrichtigen Dank verdient an dieser Stelle auch Frau **Dr. Carola Sauter-Louis PhD** für die intensive statistische Beratung und ihren Überblick.